

TECNOLÓGICO DE ESTUDIOS SUPERIORES DE TIANGUISTENCO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA AMBIENTAL

OPCIÓN IX TESIS

Evaluación del porcentaje de remoción del azul de metileno con
Spathiphyllum wallisii

**Que para obtener el Título de
INGENIERO AMBIENTAL**

PRESENTA

JAZMÍN FLORES GONZÁLEZ

DIRECTORA:

Maestra en Ciencias María Elena Alvarado Díaz

ASESORES:

Biólogo Luis
Alfredo Díaz Colín

Doctora Bethsabet
Jaramillo Sierra

NOVIEMBRE 2024

Dedicatoria

A mis padres, quienes han sido siempre un ejemplo de superación, fortaleza y ganas de siempre salir adelante, gracias a ellos que siempre estuvieron ahí conmigo para brindarme su apoyo incondicional, quienes también han estado presentes en cada logro, pero sobre todo en cada una de mis caídas, gracias a ellos que sin ese apoyo brindado, yo no sería nada de la persona que soy ahora.

A mis hermanas, quienes siempre han sido mis compañeras y amigas de vida, quienes han estado presente conmigo en cada momento de mi vida, quienes a pesar de todo me han brindado el amor más sincero que he podido recibir, y que siempre serán las personas que sin importar la situación, sé que siempre estarán ahí.

A mis amigos, por ser esas personas que me alegran la vida y por siempre darme ánimos cuando más los necesite, así como su apoyo brindado, por recordarme la persona que soy, lo que valgo y lo que merezco, gracias por ser parte fundamental de mi vida, por cada experiencia vivida, por alegrarme la vida y por ser un curita al corazón y a la vida.

Agradecimientos

Quiero agradecer a la Maestra María Elena Alvarado Díaz, quién me brindó su ayuda y conocimiento para poder llevar a cabo la realización de esta investigación, así como cada uno de los conocimientos nuevos brindados, por su tiempo y comprensión durante y después de esta investigación.

A la Dra. Bethsabet Jaramillo Sierra, quién me brindó su apoyo durante toda mi estadía en el área de investigación por parte de la carrera de ingeniería ambiental, así como cada una de las palabras de aliento durante el desarrollo de esta investigación.

A cada uno de los docentes quien tuve la oportunidad de establecer una amistad y un cariño, quienes estuvieron ahí conmigo brindándome su apoyo incondicional, también aquellos que me brindaron algún consejo para poder expandir de manera objetiva esta investigación.

Al Grupo de Bastoneras Atenea, por ser el grupo en el cual me enseñó que no importa cada golpe recibido, la perseverancia y el amor hacia lo que te gusta será recompensado, así como ser el grupo en el cual entendí que las palabras tienen poder, en el cual aprendí que en la vida tenía prohibido decirme “no puedo”, porque ahí aprendí que era capaz de aprender y lograr lo que me proponía sin importar lo difícil y complicado que parecieran las cosas.

Quiero agradecer sobre todo a la persona más importante, quien pese a las adversidades y complicaciones de la vida, nunca se dio por vencida, quien sin importar que tan difícil y pesado sintió la carrera y la vida nunca agacho la cabeza, y quien sobre todo logro salir adelante, gracias Jazmín Flores González, por nunca darte por vencida durante los años de carrera, porque hoy en día terminas una de las etapas más importantes de tu vida para poder abrir otras puertas y otras oportunidades de vida, y que esto sea un recordatorio de todo lo que puedes lograr si confías en ti.

Índice

Dedicatoria
v

Agradecimientos
vi

Acrónimos
xx

Resumen
xxi

Abstract.....
xxii

Introducción
1

Planteamiento del problema.....	
2	
Justificación	
3	
Objetivos.....	
5	
General	
5	
Específicos.....	
5 Capítulo 1.Generalidades	
.....	6
1. Agua	
7	
1.1.1 Conceptos e importancia	7
1.1.2 Principales usos	7
1.1.3 Usos en las industrias	8
1.1.4 Usos en la industria textil.....	9
2. Contaminación del agua	
10	
2.1.1 Tipos de contaminación del agua	10
2.1.2 Daños al ambiente y sus afectaciones	12
2.1.3 Daños al ser humano	13
2.1.4 Daños a flora y fauna	13
3. Colorantes	
14	
3.1.1 Concepto y utilización	
14	
3.1.2 Colorantes inorgánicos	
15	
3.1.3 Colorantes orgánicos	
15	
3.1.4 Contaminación del agua por colorantes textiles	
15	
4. Colorante textil	
17	

4.1.1 Principales colorantes textiles	17
4.1.2 Usos del colorante textil	19
5. Colorante azul de metileno	20
5.1.1 Concepto e importancia	20
5.1.2 Usos del azul de metileno	21
5.1.3 Propiedades químicas del azul de metileno	21
6. Colorante azul de metileno en el agua	22
6.1.1 Afectaciones del azul de metileno	22
6.1.2 Degradación del azul de metileno en el agua	23
7. Industria textil	25
7.1.1 Impactos de la industria textil	26
7.1.2 Consumo del agua para la operación de la industria textil	27
7.1.3 Impactos negativos.....	27
7.1.4 Índice de crecimiento de la industria textil en los últimos años	27
7.1.5 Industria textil en México	29
8. <i>Fast Fashion</i>	30
8.1.1 <i>Fast Fashion</i> y la influencia de las redes sociales más utilizadas actualmente	30
8.1.2 <i>Fast Fashion</i> en México	30

8.1.3 Principales marcas de ropa <i>Fast Fashion</i>	31
8.1.4 Contaminación por ropa desechada	31
9. Tratamiento de aguas residuales	32
9.1.1 Concepto y su importancia	32
9.1.2 Tipos de tratamientos	32
9.1.3 Impactos y su efectividad	33
10. Marco Normativo	33
10.1.1 Normatividad en México-Calidad del agua	33
10.1.2 Organizaciones de interés	34
10.2 Normas	35
10.2.1 Normas Oficiales Mexicanas (NOM)	36
10.2.1.1 Concepto e importancia	36
10.2.1.2 Aplicación/Sanciones	36
10.2.1.3 NOM-001-SEMARNAT-2021	36
11. Tratamientos biológicos y procesos para aguas residuales	37
11.1.1 Concepto y su importancia	37
11.1.2 Tipos de tratamiento	38
12. Plantas	39

12.1.1 Plantas remediadoras de agua	40
12.1.2 Acuáticas	40
12.1.3 Plantas ornamentales	41
13. Plantas acuáticas	41
13.1.1 Clasificación de plantas acuáticas	41
13.1.2 Tipos de plantas acuáticas	42
13.1.3 Características y generalidades de las plantas	44
14. Plantas consideradas para ser seleccionadas	44
14.1.1 Descripción de la planta seleccionada.....	45
14.1.2 Categorías taxonómicas	46
14.1.3 Condiciones óptimas para su desarrollo y crecimiento	47
Capítulo 2. Desarrollo Experimental	48
Capítulo 3. Resultados y Discusión.	67
Conclusiones	175
Recomendaciones	179
Referencias	181
Anexos	186

Índice de Figuras

Figura 1.Principales usos del agua en México.	8
Figura 2.Estructura química del colorante azul de metileno.	22
Figura 3.Impacto del COVID-19 en la industria textil.....	28
Figura 4.Diferentes índices de producción de telas para la industria textil.	29
Figura 5.Diagrama de flujo de las actividades realizadas.	51
Figura 6.Diagrama de flujo sobre el proceso de selección de la planta.	53
Figura 7.Diagrama de flujo de la selección, preparación y adaptación de la planta seleccionada para un volumen de 500 ml y 2L de agua.	55
Figura 8.Inspección visual de la planta.	57
Figura 9.Evaluación visual de las raíces.	57
Figura 10.Limpieza de las raíces	58
Figura 11.Obtención de las planta muestra.	58
Figura 12.Muestra de la planta	59
Figura 13.Plantas en proceso de adaptación.	59
Figura 14. Medición de las plantas	60
Figura 15.Agua con tierra y colorante.	61
Figura 16.Ejemplo de tabla de medición.	61
Figura 17.Inspección visual de la planta.	62
Figura 18.Evaluación visual de las raíces.	62
Figura 19.Limpieza de las raíces	63
Figura 20.Inspección visual de las	63
Figura 21.Muestra de la planta	64

Figura 22. Plantas en el proceso de adaptación.	
64	
Figura 23. Medición de las plantas	
65	
Figura 24. Agua con el colorante.	
65	
Figura 25. Tabla de medición.	
66	
Figura 26. Planta ya separada.	
68	
Figura 27. Separación de la planta de la tierra.	
69	
Figura 28. Observación de las raíces en el agua.	
69	
Figura 29. Conteo inicial de las raíces.	
69	
Figura 30. Inspección visual.	
70	
Figura 31. Inspección visual de cada muestra.	70
Figura 32. Inspección visual en las hojas.	
70	
Figura 33. Preparación de las muestras.	
70	
Figura 34. Suministro de colorante.	
71	
Figura 35. Medición de absorbancias.	
71	
Figura 36. Observación visual.	
71	
Figura 37. Inspección visual de las raíces.	
72	
Figura 38. Segunda medición.	
72	
Figura 39. Inspección visual de las plantas.	
72	
Figura 40. Toma de muestras.	73
Figura 41. Última medición.	
73	
Figura 42. Medición final de los volúmenes.	
73	
Figura 43. Adquisición de las plantas.	74

Figura 44. Adquisición de plantas.	74
Figura 45. Adquisición de plantas.	74
Figura 46. Adquisición de plantas.	74
Figura 47. Hoja de cálculos.	74
Figura 48. Material de laboratorio.	74
Figura 49. Plantas separadas.	75
Figura 50. Proceso de climatización.	75
Figura 51. Preparación de fertilizante.	75
Figura 52. Observación de muestras con fertilizante.	76
Figura 53. Cambios en las hojas.	76
Figura 54. Plantas afectadas por el fertilizante.	76
Figura 55. Plantas muestra.	76
Figura 56. Tiras de pH.	77
Figura 57. Volumen inicial de las muestras.	77
Figura 58. Primera observación visual.	77
Figura 59. Mediciones de plantas muestras.	77
Figura 60. Observación de las raíces.	78
Figura 61. Segunda observación visual de muestras.	78
Figura 62. Primera toma de muestras de agua.	78
Figura 63. Observación visual de pérdida de volumen.	79
Figura 64. Segunda toma de medidas muestras.	79
Figura 65. Ubicación de las plantas de acuerdo a su caracterización.	79
Figura 66. Muestras de agua.	79

Figura 67. Inspección de pérdida de volumen.	
80	
Figura 68. Toma de muestras de agua de Mayo.....	80
Figura 69. Última medición de las plantas.	
80	
Figura 70. Comparación de muestras.	
80	
Figura 71. Curva de calibración.	
81	
Figura 72. Proceso de adaptación de las muestras en el lugar asignado.	
81	
Figura 73. Planta muestra #1A, con un volumen de 500 ml.	
82	
Figura 74. Planta muestra #2A, a un volumen de 500 ml.	
83	
Figura 75. Planta muestra #3A, a un volumen de 500 ml.	
84	
Figura 76. Planta muestra #4A, a un volumen de 500 ml.	
85	
Figura 77. Planta muestra #5A, a un volumen de 500 ml.	
85	
Figura 78. Planta muestra #6A, a un volumen de 500 ml.	
86	
Figura 79. Muestra de 10 ppm a un volumen de 500 ml.	
87	
Figura 80. Segunda inspección de la muestra 20 ppm a un volumen de 500 ml.	88
Figura 81. Segunda inspección de la muestra a 30 ppm en 500 ml.	
89	
Figura 82. Segunda inspección de la muestra a 40 ppm en 500 ml.	
90	
Figura 83. Segunda inspección de la muestra a 50 ppm en 500 ml.	
91	
Figura 84. Segunda inspección de la muestra a 60 ppm en 500 ml.	
92	
Figura 85. Medición final de la planta #1A, a un volumen de 500 ml.	
93	
Figura 86. Medición final de la planta #2A, a un volumen de 500 ml.	
94	
Figura 87. Medición final de la planta #3A, a un volumen de 500 ml.	95
Figura 88. Medición final de la planta #4A, a un volumen de 500 ml.	
96	

Figura 89. Medición final de la planta #5A, a un volumen de 500 ml.	97
Figura 90. Medición final de la planta #6A, a un volumen de 500 ml.	98
Figura 91. Primera medición de la planta #1A, volumen 500 ml.	99
Figura 92. Segunda medición de la planta #1A, volumen 500 ml.	99
Figura 93. Última medición de la planta #1A, volumen 500 ml.	99
Figura 94. Primera medición de la planta #2A, volumen 500 ml.	100
Figura 95. Segunda medición de la planta #2A, volumen 500 ml.	100
Figura 96. Última medición de la planta #2A, volumen 500 ml.	100
Figura 97. Primera medición de la planta #3A, volumen 500 ml.	101
Figura 98. Segunda medición de la planta #3A, volumen 500 ml.	101
Figura 99. Última medición de la planta #3A, volumen 500 ml.	101
Figura 100. Primera medición planta #4A, volumen 500 ml.	102
Figura 101. Segunda inspección planta #4A, volumen 500 ml.	102
Figura 102. Última medición de la planta #4A, volumen 500 ml.	102
Figura 103. Primera medición de la planta #5A, volumen 500 ml.	103
Figura 104. Segunda medición de la planta #5A, volumen 500 ml.	103
Figura 105. Última medición de la planta #5A, volumen 500 ml.	103
Figura 106. Primera medición de la planta #6A, volumen 500 ml.	104
Figura 107. Segunda medición de la planta #6A, volumen 500 ml.	104
Figura 108. Última medición de la planta #6A, volumen 500 ml.	104
Figura 109. Observación final muestra de azul de metileno a 10 ppm, en un volumen de 500 ml.	105
Figura 110. Observación final muestra de azul de metileno a 20 ppm, en un volumen de	

500 ml.	
106	
Figura 111.Observación final muestra de azul de metileno a 30 ppm, en un volumen de 500 ml.	
107	
Figura 112.Observación final muestra de azul de metileno a 40 ppm, a un volumen de 500 ml.	
107	
Figura 113.Observación final muestra de azul de metileno a 50 ppm, a un volumen de 500 ml.	
108	
Figura 114.Observación final de la muestra azul de metileno a 60 ppm, a un volumen de 500 ml.	
109	
Figura 115.Muestra #1B, con un volumen de 2L.	127
Figura 116.Planta muestra #2B, a un volumen de 2L.	128
Figura 117.Planta muestra #3B, volumen de 2L.	
129	
Figura 118.Planta muestra #4B, a un volumen de 2L.	130
Figura 119.Planta muestra #5B, a un volumen de 2L.	131
Figura 120.Planta muestra #6B, a un volumen de 2L.	
132	
Figura 121.Segunda inspección de la muestra #1B a un volumen de 2L.	
133	
Figura 122.Segunda inspección de la muestra #2B, a un volumen de 2L.	
134	
Figura 123.Muestra #3B, a un volumen de 2L y una concentración de 30 ppm.	
135	
Figura 124.Muestra #4B, a un volumen de 2L y una concentración de 40 ppm.	
136	
Figura 125.Muestra #5B con un volumen de 2L y una concentración de 50 ppm	
137	
Figura 126.Muestra #6B con un volumen de 2L y una concentración de 60 ppm.	
..... 138	
Figura 127.Medición final de la planta #1B, a un volumen de 2L.	
139	
Figura 128.Medición final de la planta #2B a un volumen de 2L.	
140	
Figura 129.Medición final de la planta #3B, a un volumen de 2L.	
141	
Figura 130.Medición final de la planta #4B, a un volumen de 2L.	
142	
Figura 131.Medición final de la planta #5B, a un volumen de 2L.	
143	

Figura 132. Medición de la planta #6B, a un volumen de 2L.	144
Figura 133. Primera medición de la planta #1B, volumen 2L.	145
Figura 134. Segunda medición de la planta #1B, volumen 2L.	145
Figura 135. Última medición de la planta #1B, volumen 2L.	145
Figura 136. Primera medición de la planta #2B, volumen 2L.	146
Figura 137. Segunda medición de la planta #2B, volumen 2L.	146
Figura 138. Última medición de la planta #2B, volumen 2L.	146
Figura 139. Primera inspección de la planta #3B, volumen 2L.	147
Figura 140. Segunda inspección de la planta #3B, volumen 2L.	147
Figura 141. Última medición de la planta #3B, volumen 2L.	147
Figura 142. Primera inspección de planta #4B, volumen 2L.	148
Figura 143. Segunda inspección planta #4B, volumen 2L.	148
Figura 144. Última medición de la planta #4B, volumen 2L.	148
Figura 145. Primera inspección de la planta #5B, volumen 2L.	149
Figura 146. Segunda inspección de la planta #5B, volumen 2L.	149
Figura 147. Última medición de la planta #5B, volumen 2L.	149
Figura 148. Primera inspección visual de la planta #6B, volumen 2L.	150
Figura 149. Segunda inspección visual de la planta #6B, volumen 2L.	150
Figura 150. Última medición de la planta #6B, volumen 2L.	150
Figura 151. Observación final muestra de azul de metileno a 10 ppm, en un volumen de 2L.	152
Figura 152. Observación final muestra de azul de metileno a 20 ppm, en un volumen de 2L.	152

Figura 153.Observación final muestra de azul de metileno a 30 ppm, en un volumen de 2L.

153

Figura 154.Observación final muestra de azul de metileno a 40 ppm, a un volumen de 2L.

154

Figura 155.Observación final de la muestra de azul de metileno a 50 ppm, a un volumen de 2L.

155

Figura 156.Observación final de la muestra azul de metileno a 60 ppm, a un volumen de 2L.

156

Índice de Tablas

Tabla 1.Principales tipos de contaminantes en el agua. 11

Tabla 2.Colorantes más utilizados..... 14

Tabla 3.Colorantes más utilizados en la industria textil. 17

Tabla 4.Características principales de los colorantes. 19

Tabla 5.Principales usos del colorante azul de metileno en la industria. 21

Tabla 6.Aspectos y características del colorante azul de metileno.

22

Tabla 7.Tipos de tratamientos físicos. 23

Tabla 8.Tipos de tratamientos químicos.

24

Tabla 9.Tipos de tratamientos biológicos. 25

Tabla 10.Impactos de la industria textil.

26

Tabla 11.Tipos de tratamiento para aguas residuales. 33

Tabla 12.Organizaciones de interés.

34

Tabla 13.Tipos de tratamientos biológicos.

38

Tabla 14.Clasificación de plantas acuáticas. 41

Tabla 15.Tipos de plantas acuáticas

42

Tabla 16.Plantas consideradas.

45

Tabla 17.Cuidados de la Cuna de Moisés

46

Tabla 18.Categoría taxonómica de la Spathiphyllum wallisii..... 46

Tabla 19.Cronograma de actividades, muestras con un volumen de 500 ml.

68

Tabla 20.Cronograma de actividades para plantas muestras con un volumen de 2L.	74
Tabla 21.Caracterización de la planta #1A, con un volumen de 500 ml.	82
Tabla 22.Caracterización de la planta #2A, con un volumen de 500 ml.	83
Tabla 23.Caracterización de la planta #3A, con un volumen de 500 ml.	84
Tabla 24.Caracterización de la planta #4A, con un volumen de 500 ml.	85
Tabla 25.Caracterización de la planta #5A, con un volumen de 500 ml.	85
Tabla 26.Caracterización de la planta #6A, con un volumen de 500 ml.	86
Tabla 27.Segunda inspección visual de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm y un volumen de 500 ml.	87
Tabla 28.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm y un volumen de 500 ml. ..	88
Tabla 29.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm en un volumen de 500 ml. ..	89
Tabla 30.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno a una concentración de 40 ppm, en un volumen de 500 ml. ...	90
Tabla 31.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm, en un volumen de 500 ml. ...	91
Tabla 32.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm, en un volumen de 500 ml. ...	92
Tabla 33.Inspección visual final después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm a un volumen de 500 ml. ..	93
Tabla 34.Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm a un volumen de 500 ml. ..	94
Tabla 35.Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm a un volumen de 500 ml. ..	95
Tabla 36.Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 40 ppm a un volumen de 500 ml. ..	96
Tabla 37.Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm.	97
Tabla 38.Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm.	98
Tabla 39.Cambios considerables de la planta #1A, a un volumen de 500 ml.	99
Tabla 40.Cambios considerables de la planta #2A, a un volumen 500 ml.	100
Tabla 41.Cambios considerables de la planta #3A, a un volumen de 500 ml.	101
Tabla 42.Cambios considerables de la planta #4A, a un volumen de 500 ml.	102
Tabla 43.Cambios considerables de la planta #5A, a un volumen de 500 ml.	103
Tabla 44.Cambios considerables de la planta #6A, a un volumen de 500 ml.	104
Tabla 45.Medición del crecimiento de plantas en un volumen de 500 ml.	105
Tabla 46.Concentraciones de azul de metileno para cada planta muestra.	109
Tabla 47.Primer medición de absorbancia plantas a un volumen de 500 ml,	

correspondiente al 07 de Diciembre 2023.	110
Tabla 48.Segunda lectura de absorbancia plantas a un volumen de 500 ml, correspondiente al 18 de Diciembre 2023.	110
Tabla 49.Tercera medición de absorbancias, 25 Diciembre 2023, a un volumen de 500 ml.	111
Tabla 50.Cuarta medición de absorbancias, 04 Enero 2024, a un volumen de 500 ml. ..	111
Tabla 51.Última medición de absorbancias 15 Enero 2024, a un volumen de 500 ml.	112
Tabla 52.Valores de absorbancia y biodegradación, plantas muestra a 500 ml.	112
Tabla 53.Volumenes de las plantas muestra, 500 ml.	113
Tabla 54.Fórmulas utilizadas, obtención de porcentaje de remoción.	116
Tabla 55.Calculos de remoción, primera lectura a plantas de 500 ml.	116
Tabla 56.Calculos de remoción, segunda lectura a plantas de 500 ml.	117
Tabla 57.Calculos de remoción, tercera lectura a plantas de 500 ml.	117
Tabla 58.Calculos de remoción, cuarta lectura a plantas de 500 ml.	118
Tabla 59.Calculos de remoción, quinta lectura a plantas de 500 ml.	118
Tabla 60.Datos de remoción obtenidos de la primera lectura, volumen de 500 ml.	119
Tabla 61.Datos de remoción obtenidos de la segunda lectura, volumen de 500 ml.	119
Tabla 62.Datos de remoción obtenidos de la tercera lectura, volumen de 500 ml.	120
Tabla 63.Datos de remoción obtenidos de la cuarta lectura, volumen de 500 ml.	121
Tabla 64.Datos de remoción obtenidos de la quinta lectura, volumen de 500 ml.	121
Tabla 65.Promedio de remoción planta muestra a 10 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.	122
Tabla 66.Promedio de remoción planta muestra a 20 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.	123
Tabla 67.Promedio de remoción planta muestra a 30 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.	123
Tabla 68.Promedio de remoción planta muestra a 40 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.	124
Tabla 69.Promedio de remoción planta muestra a 50 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.	125
Tabla 70.Promedio de remoción planta muestra a 60 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.	125

Tabla 71.Caracterización de la planta #1B, con un volumen de 2L.	127
Tabla 72.Caracterización de la planta #2B, con un volumen de 2L.	128
Tabla 73.Caracterización de la planta #3B a un volumen de 2L.	129
Tabla 74.Caracterización de la planta #4B, a un volumen de 2L.	130
Tabla 75.Caracterización de la planta #5B, a un volumen de 2L.	131
Tabla 76.Caracterización de la planta #6B, a un volumen de 2L.	132
Tabla 77.Segunda inspección visual después de 17 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm en un volumen de 2L.	133
Tabla 78.Segunda inspección visual después de 17 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm, en un volumen de 2L.	134
Tabla 79.Segunda inspección visual de 17 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm a un volumen de 2L.	135
Tabla 80.Segunda inspección visual de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 40 ppm a un volumen de 2L.	136
Tabla 81.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm y un volumen de 2L.	137
Tabla 82.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm y un volumen de 2L.	138
Tabla 83.Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm, a un volumen de 2L.	139
Tabla 84.Última inspección visual después de 54 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm a un volumen de 2L.	140
Tabla 85.Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm a un volumen de 2L.	141
Tabla 86.Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 40 ppm a un volumen de 2L.	142
Tabla 87.Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm.	143
Tabla 88.Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm a un volumen de 2L.	144
Tabla 89.Cambios considerables de la planta #1B, a un volumen de 2L.....	145
Tabla 90.Cambios considerables de la planta #2B, a un volumen de 2L.	146
Tabla 91.Cambios considerables de la planta #3B, a un volumen de 2L.	147
Tabla 92.Cambios considerables de la planta #4B, a un volumen de 2L.	148
Tabla 93.Cambios considerables de la planta #5B, a un volumen de 2L.	149
Tabla 94.Cambios considerables de la planta #6B, a un volumen de 2L.	150
Tabla 95.Medición del crecimiento de las plantas en un volumen de 2L.	151
Tabla 96.Concentraciones de azul de metileno para cada muestra a un volumen de 2L.	152
Tabla 97.Primer medición de absorbancia plantas volumen 2L, correspondiente al 1 de Abril del 2024.	157
Tabla 98.Segunda medición de absorbancias plantas volumen 2L, correspondiente al 8	

de Abril del 2024.	157
Tabla 99.Tercera medición de absorbancias, 15 Abril 2024, a un volumen de 2L.	158
Tabla 100.Cuarta medición de absorbancias 22 Abril 2024, a un volumen de 2L.	158
Tabla 101.Quinta medición de absorbancias 29 Abril 2024, a un volumen de 2L.	159
Tabla 102.Sexta medición de absorbancia 1 Mayo 2024, a un volumen de 2L.	159
Tabla 103.Septima medición de absorbancia 6 Mayo 2024, a un volumen de 2L.	160
Tabla 104.Octava medición de absorbancia 13 Mayo 2024, a un volumen de 2L.	160
Tabla 105.Valores finales de las absorbancias de las plantas muestra a un volumen de 2L.	161
Tabla 106.Volúmenes de las plantas muestras, 2 L.	161
Tabla 107.Cálculos de remoción, primera lectura a plantas de 2L.	163
Tabla 108.Cálculos de remoción, segunda lectura a plantas de 2L.	163
Tabla 109.Cálculos de remoción, tercera lectura a plantas de 2L.	164
Tabla 110.Cálculos de remoción, cuarta lectura a plantas de 2L.	164
Tabla 111.Cálculos de remoción, quinta lectura a plantas de 2L.	165
Tabla 112.Cálculos de remoción, sexta lectura a plantas de 2L.	165
Tabla 113.Datos de remoción, obtenidos de la primera lectura, volumen de 2L.	166
Tabla 114.Datos de remoción, obtenidos de la segunda lectura, volumen de 2L.	166
Tabla 115.Datos de remoción, obtenidos de la tercera lectura, volumen 2L.	167
Tabla 116.Datos de remoción, obtenidos de la cuarta lectura, volumen 2L.	168
Tabla 117.Datos de remoción, obtenidos de la quinta lectura, volumen 2L.	168
Tabla 118.Datos de remoción, obtenidos de la primera lectura, volumen 2L.	169
Tabla 119.Promedio de remoción planta muestra a 10 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.	170
Tabla 120.Promedio de remoción planta muestra a 20 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.	170
Tabla 121.Promedio de remoción planta muestra a 30 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.	171
Tabla 122.Promedio de remoción planta muestra a 40 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.	172
Tabla 123.Promedio de remoción planta muestra a 50 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.	172
Tabla 124.Promedio de remoción planta muestra a 60 ppm, volumen 2L, respecto al	

tiempo.	
173 Tabla 125.Límites máximos permisibles.	
.....	186

Índice de gráficas

Gráfica 1.Análisis de los volúmenes de las plantas muestras en 500 ml.	
114	
Gráfica 2.Curva de calibración para plantas muestras a 500 ml.	
115	
Gráfica 3.Datos de remoción, primera lectura de plantas muestras a 500 ml.	
119	
Gráfica 4.Datos de remoción, segunda lectura de plantas muestra a 500 ml.	
119	
Gráfica 5.Datos de remoción, tercera lectura de plantas muestras a 500 ml.	
120	
Gráfica 6.Datos de remoción, cuarta lectura de plantas muestras a 500 ml.	
121	
Gráfica 7.Datos de remoción, quinta lectura de plantas muestras a 500 ml.	121
Gráfica 8.Concentración 10 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.	
122	
Gráfica 9.Concentración 20 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.	
123	
Gráfica 10.Concentración 30 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.	123
Gráfica 11.Concentración 40 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.	124
Gráfica 12.Concentración 50 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.	125
Gráfica 13.Concentración 60 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.	125
Gráfica 14.Análisis de los volúmenes de las plantas muestras en 2 L.	
162	
Gráfica 15.Curva de calibración para las plantas muestras a 2L.	
162	
Gráfica 16.Datos de remoción, primera lectura de plantas muestras a 2L.	
166	
Gráfica 17.Datos de remoción, segunda lectura de plantas muestras a 2L.	
166	
Gráfica 18.Datos de remoción, tercera lectura de plantas muestras a 2L.	
167	
Gráfica 19.Datos de remoción, quinta lectura de plantas muestras a 2L.	
168	

Gráfica 20.Datos de remoción, quinta lectura de plantas muestras a 2L.	168
Gráfica 21.Datos de remoción, sexta lectura de plantas muestras a 2L.	169
Gráfica 22.Concentración 10 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L.	170
Gráfica 23.Concentración 20 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L.	170
Gráfica 24.Concentración 30 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L.	171
Gráfica 25.Concentración 40 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L.	172
Gráfica 26.Concentración 50 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L.	172
Gráfica 27.Gráfica 27.Concentración 60 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L	173

Índice de ecuaciones

Ecuación 1.Porcentaje de biodegradación.	116
Ecuación 2.Concentración final.	116
Ecuación 3.Porcentaje de remoción.	116

Acrónimos

Ppm: Partes por millón pH:

Porcentaje de hidrogeno

NOM: Normas Oficiales Mexicanas

NM: Normas Mexicanas

Resumen

El agua contaminada es un problema mundial, debido a que se hace uso irracional de la misma y se contamina, los principales contaminantes son bacterias, virus, parásitos, desechos fecales, fertilizantes, pesticidas, fármacos, nitratos, fosfatos, plásticos y colorantes principalmente los utilizados en las diferentes industrias, como lo es el colorante azul de metileno. Este colorante es ampliamente utilizado en diversas industrias, desde la alimenticia hasta la textil, lo que ha llevado a su presencia frecuente en las aguas residuales. La exposición de la flora y fauna a este colorante ha demostrado ser tóxica, representando un riesgo significativo para los ecosistemas acuáticos.

El objetivo principal de esta investigación es evaluar el porcentaje de remoción de hasta un del colorante azul de metileno mediante un proceso biológico denominado fitorremediación, a través de experimentos controlados para el manejo, cuidado y manipulación de la planta *Spathiphyllum wallisii* (cuna de moises).

Los resultados de esta tesis demostraron que es posible alcanzar una remoción significativa del 93% para el colorante azul de metileno para un volumen de 500 ml y un valor de remoción de hasta un 80% de colorante para 2L de agua con concentraciones de 10 a 60 ppm, durante la utilización una fitorremediación con plantas acuáticas en agua donde se removi6 azul de metileno en soluci6n acuosa durante dos periodos de tiempo (otoño-invierno e invierno primavera). Estos hallazgos proporcionan una base sólida para la implementación de nuevos tratamientos efectivos, contribuyendo a la protecci6n, preservaci6n del medio ambiente y la salud pública.

Palabras clave: Agua residual, azul de metileno, colorantes, industria textil, métodos,remoci6n.

Abstract

Contaminated water is a global problem, because it is used irrationally and becomes contaminated. The main contaminants are bacteria, viruses, parasites, fecal waste, fertilizers, pesticides, drugs, nitrates, phosphates, plastics and dyes, mainly the used

in different industries, such as methylene blue dye. This dye is widely used in various industries, from food to textiles, which has led to its frequent presence in wastewater. The exposure of flora and fauna to this dye has been shown to be toxic, representing a significant risk to aquatic ecosystems.

The main objective of this research is to evaluate the percentage of removal of up to one methylene blue dye through a biological process called phytoremediation, through controlled experiments for the management, care and manipulation of the plant *Spathiphyllum wallisii* (cuna de Moises).

The results of this thesis demonstrated that it is possible to achieve a significant removal of 93% for the methylene blue dye for a volume of 500 ml and a removal value of up to 80% of dye for 2L of water with concentrations of 10 to 60 ppm, during the use of phytoremediation with aquatic plants in water where methylene blue was removed in aqueous solution for two periods of time (autumn-winter and winter-spring). These findings provide a solid basis for the implementation of new effective treatments, contributing to the protection, preservation of the environment and public health.

Keywords: Dyes methods, methylene blue, removal, textile industry, wastewater,

Introducción

A nivel mundial existe una gran demanda de ropa que ha ido creciendo y aumentando esto debido a la *fast fashion* y a páginas y marcas de ropa como lo son Zara, H&M, y Shein estas marcas de moda se caracterizan principalmente por ser marcas de ropa accesibles en cuanto a precios y a la forma de obtener la ropa esto sin mencionar que estas marcas compiten en el mercado para mantener un *fast fashion* constante, accesible y de buena calidad, esto también se atribuye a las plataformas digitales más utilizadas los últimos años, como lo son: Pinterest, Instagram y TikTok, que son plataformas que contribuyen a la demanda de las prendas *fast fashion*, la plataforma Pinterest muestra el outfit con las marcas de ropa y colecciones más recientes, Instagram muestra recomendación de marcas de ropa que cuentan con ropa de temporada constantemente actualizada, y TikTok es la plataforma más utilizada en los últimos años debido al alto crecimiento y demanda por parte de los usuarios de esta plataforma y al alto incremento en el consumo de la ropa por internet principalmente y la página Shein se encuentran principalmente mucho contenido relacionado al consumo de ropa.

Actualmente el agua, es uno de los recursos renovables más utilizados dentro de la industria textil para elaborar una prenda de ropa se necesitan grandes cantidades de agua, un claro ejemplo de ello sería para la elaboración de dichas prendas ya que aproximadamente se requieren de 200 L de agua para producir 1 kg de producto textil.

Por lo cual en esta tesis se realiza una investigación experimental para evaluar la remoción de azul de metileno en el agua usando plantas acuáticas como lo es la *Spathiphyllum wallisii* comúnmente conocida como cuna de moisés, a diferentes concentraciones del colorante azul de metileno.

Planteamiento del problema

El uso de colorantes por parte de la industria textil ha contribuido significativamente a la contaminación del agua. La liberación de estos colorantes durante los procesos de teñido y acabado textil ha llevado a la contaminación de fuentes de agua dulce, causando impactos ambientales adversos y representando una seria amenaza para la salud humana y a la biodiversidad acuática.

El problema principal radica en la presencia de agua contaminada por colorantes textiles, que presenta una serie de desafíos tanto ambientales como sanitarios. A medida que la demanda de productos textiles continúa aumentando a nivel mundial, también lo hace la producción de colorantes, aumentando así la problemática de la contaminación del agua.

La exposición a estos colorantes puede representar riesgos para la salud humana, ya que algunos de ellos se han relacionado con efectos adversos, como toxicidad y carcinogenicidad (carcinógenos o cancerígenos).

La falta de regulaciones estrictas, el deficiente tratamiento de aguas residuales industriales y la escasez de tecnologías de remoción de este contaminante son factores que contribuyen a la persistencia de este problema. La presencia de estos colorantes en el agua puede tener efectos negativos en la calidad del agua potable, así como en los ecosistemas acuáticos, afectando la flora y fauna locales.

Es importante abordar este problema de manera integral, desarrollando estrategias efectivas para prevenir la contaminación del agua por colorantes textiles, así como mitigar sus impactos en el medio ambiente y la salud humana. Esto requiere la implementación de políticas regulatorias más estrictas, la promoción de prácticas de producción más sostenibles en la industria textil, y la investigación y desarrollo de tecnologías avanzadas para el tratamiento de aguas residuales industriales.

Justificación

El agua es un recurso vital el cual conforma un 70% de agua del planeta lo que equivale a 1,386 millones de km^3 de agua, 96.5% de agua es salada y la cantidad de agua dulce disponible que hay sobre la Tierra representa tan solo el 3.5% del porcentaje total. Este recurso es fundamental para la realización de diversas actividades primarias y secundarias alrededor del mundo, así como también es parte fundamental para el crecimiento y desarrollo de la flora y fauna.

A lo largo de los años este recurso vital se ha vuelto muy importante en el área de investigación sobre todo para reducir la contaminación presente en el agua salada como el agua dulce, la contaminación se genera por actividades humanas entre ellas, el crecimiento poblacional para satisfacer las necesidades básicas como lo son el papel, alimentos, electrónicos, ropa, etc. Y a nivel industrial.

El agua contaminada ha comenzado a ser un problema mundial por su uso irracional y la contaminación, además de escasez en algunos lugares del planeta, esto debido a que los principales contaminantes son bacterias, virus, parásitos, fertilizantes, pesticidas, fármacos, nitratos, fosfatos, plásticos, desechos fecales, sustancias radiactivas y colorantes utilizados en la industria textil.

Una fuente de generación de aguas con color es la industria textil, esto debido a que cada vez es más habitual entre la población el consumo de la ropa *fast fashion* (ropa de temporada) que una vez cumplido su "límite de vida" esta es desechada por parte del consumidor, mientras que por parte de la industria textil la ropa de temporada es fabricada y elaborada en gran cantidad lo cual implica que se vean en la necesidad de utilizar miles de litros de agua en fabricar un aprenda de ropa por mencionar un ejemplo se necesitan alrededor de 2,000 y 3,000 litros de agua para la producción de un pantalón vaquero, otro de los grandes problemas dentro de esta industria es la contaminación del agua utilizada en los procesos de producción esto debido a la utilización de diversos colorantes (tintes) un ejemplo de ello es el "*azul de metileno*", lo que ha provocado que la industria textil sea responsable del 20% de agua contaminada en el mundo.

En este proyecto que lleva por nombre *“Evaluación del porcentaje de remoción del azul de metileno con *Spathiphyllum wallisii*”* como alternativa de tratamiento de aguas con color, debido a que esta planta posee un nivel de adaptación al cambio del medio en el que se maneja (ya sea terrestre o acuático), la elección de esta planta también se basó en sus características biológicas físicas que sirvieron como indicador para detectar cambios presentes en la misma como cambio de color, pérdida de firmeza e incluso la marchitación de hojas y flores de las plantas y la pigmentación de raíces, debido a la presencia del colorante azul de metileno.

Objetivos

General

Evaluar el porcentaje de remoción de azul de metileno utilizando plantas acuáticas

Específicos

- a. Identificar plantas acuáticas que remueven el color y su nivel de optimización de estas mismas, así como el medio que requiera cada una de las opciones escogidas.
- b. Elegir varias plantas acuáticas esto para identificar cual es la planta más adecuada para desarrollar esta parte del proyecto, así como comparar los niveles de remoción del colorante azul de metileno.
- c. Caracterizar las plantas acuáticas elegidas, así como buscar sus características taxonómicas, físicas y químicas para determinar de qué manera van a remover el color del agua y si estas llegan a presentar algún cambio importante durante la elaboración y ejecución del proyecto.
- d. Establecer un diseño experimental, en el cual este diseño deberá establecerse de acuerdo con las características de las plantas, así como las condiciones físicas y climáticas que requieran para mayor efectividad de las mismas.
- e. Evaluar el porcentaje de remoción de azul de metileno obtenido por el medio experimental, así como la evaluación final de la planta seleccionada.

Capítulo 1.Generalidades

A continuación, se mencionan los conceptos más importantes para esta investigación abarcando los conceptos de agua, colorantes textiles, procesos biológicos, plantas acuáticas y las diferentes plantas y características de las mismas, así como los conceptos de fitorremediación, las características del azul de metileno y los antecedentes utilizados para la remoción del colorante.

1. Agua

1.1.1 Conceptos e importancia

El agua es uno de los recursos más importantes en la Tierra esto debido a que permite la vida de los seres vivos en general, además de que es uno de los recursos más utilizados para la fabricación de productos diarios para la vida cotidiana.

El agua constituye un recurso natural fundamental que impulsa el progreso social, fomenta la equidad, y contribuye a mitigar la pobreza. Además, posee significativas connotaciones culturales y simbólicas, y desempeña un papel esencial en todos los aspectos de la biosfera. (SEMARNAT, 2021).

1.1.2 Principales usos

Aunque tres cuartas partes de la Tierra están cubiertas por agua, 97.5 % es salada (forma mares y océanos) y sólo 2.5 % es agua dulce, del cual sólo 0.3 % se localiza en lagos y ríos de donde el hombre toma la mayor parte del agua que utiliza, el resto se encuentra en glaciares, casquetes polares en forma de hielo y en depósitos subterráneos.

El agua se usa principalmente para las siguientes actividades, como se observa en la Figura 1:

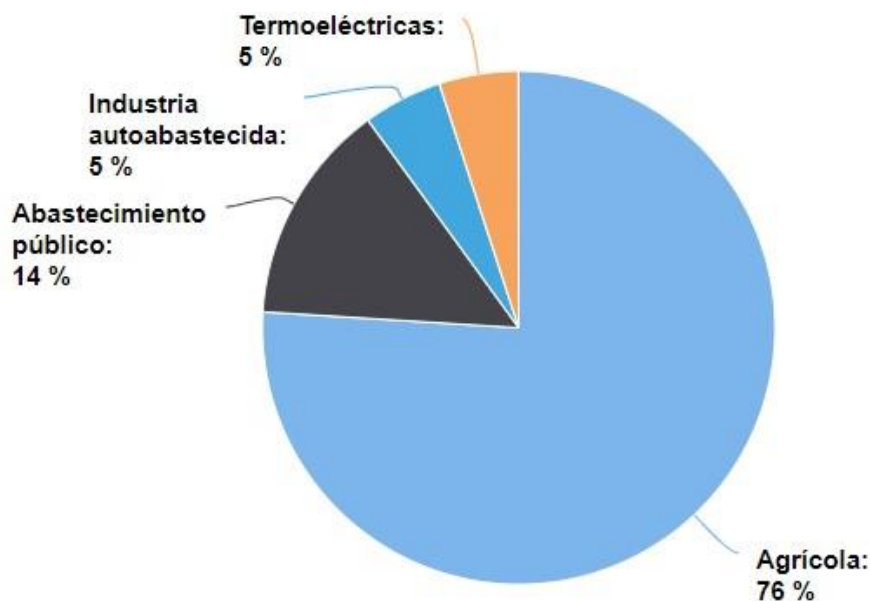


Figura 1. Principales usos del agua en México. Fuente: CONAGUA, Estadísticas del agua en México, 2018.

- a. Uso agrícola: El agua se utiliza para el riego de cultivos.
- b. Abastecimiento público: Se distribuye a través de las redes de agua potable (domicilios, industrias y a quienes estén conectados a dichas redes).
- c. Industria autoabastecida: Aquellas empresas que toman el agua directamente de los ríos, arroyos, lagos y acuíferos del país.
- d. Termoeléctricas: El agua se usa para producir electricidad. (INEGI, 2020)

1.1.3 Usos en las industrias

Actualmente en México no existe una cantidad de agua establecida para todas y cada una de las industrias existentes en México lo cual ha provocado que algunas de ellas consuman más agua de la que normalmente es necesaria, los volúmenes de agua de cada una de las empresas van en aumento año con año esto debido a la alta demanda de las mismas.

Debido a que las empresas consumen grandes cantidades de agua en la fabricación y elaboración de un producto, debido a esto algunos autores han denominado a las empresas como millonarios de agua (Gómez Arias y Moctezuma, 2020), esto debido a las grandes cantidades de agua que llegan a consumir las empresas en un año, las empresas consumen el agua que requieren debido a los productos que esto fabriquen dentro de las instalaciones.

El agua utilizada por los usuarios privados en México es de $1 \frac{hm^3}{año}$ o más de agua dentro de este grupo se encuentran alrededor de 966 empresas, además la mayoría explota este bien común en acuíferos sobreexplotados, el problema es grave ya que de los 653 acuíferos que existen en el país, 115 están sobreexplotados y de éstos 99 tienen presencia de algún MA (3).

1.1.4 Usos en la industria textil

La industria textil presenta un elevado uso de agua en todas sus etapas, como el dimensionamiento, desencolado, mercerización, limpieza, decoloración, impresión y acabado. (Fluence, 2019).

Se estima que la industria textil utiliza entre 80 y 150 litros de agua por cada kilogramo de tela procesada. La cantidad de agua empleada en la producción de prendas varía según el tipo de fibras utilizadas, como algodón, nylon, poliéster y lana.

Las empresas que se dedican a la fabricación de prendas de vestir determinan su consumo de agua en función de los procesos específicos relacionados con los tipos de telas y la cantidad estimada de prendas a producir. Esto se debe a que el uso de agua varía según el tipo de prenda en proceso. Dado que la mayoría de estos procesos son seriados, la gestión y control del consumo de agua se convierte en un aspecto crucial, ya que este abarca desde la fabricación de las telas hasta el lavado final antes de poner las prendas a la venta al público.

2. Contaminación del agua

La contaminación consiste en una modificación, generalmente, provocada por el hombre, de la calidad del agua, haciéndola impropia o peligrosa para el consumo humano, la industria, la agricultura, la pesca y las actividades recreativas, así como para los animales domésticos y la vida natural (Fondo para la contaminación y educación ambiental, 2019).

Se entiende como contaminación del agua a la acumulación de una o más sustancias ajenas al agua que pueden generar una gran cantidad de consecuencias, entre las que se incluye el desequilibrio en la vida de los seres vivos.

La contaminación del agua es aquella alteración del medio por lo que se refiere a la interacción de sustancias ajenas al entorno en las que pueden alterar algunas de las propiedades del agua como lo son color, sabor, olor entre los cuales tiene efectos negativos en la salud humana y al entorno natural afectando severamente a los ecosistemas.

Debido a esto las afectaciones y alteraciones al medio son de interés en diversos estudios e investigaciones, esto debido a que es uno de los recursos renovables que a su vez es uno de los recursos más utilizados.

2.1.1 Tipos de contaminación del agua

La contaminación del agua es un factor de desequilibrio en la misma, entre las cuales se destaca la presencia de virus, bacterias, parásitos, fertilizantes, pesticidas, fármacos, nitratos, fosfatos, plásticos, desechos fecales, sustancias radiactivas y colorantes utilizados en la industria farmacéutica y textil.

Estos contaminantes suelen terminar en cuerpos de agua debido a diversos factores entre los cuales son los siguientes:

- El vertido de desechos industriales sin tratamiento.
- El vertido de desechos municipales sin tratar.

- El aumento en la temperatura del agua
- La deforestación y erosión del suelo.
- El uso de pesticidas y fertilizantes.
- Depositar desechos sólidos a los cuerpos de agua.

En la Tabla 1 se muestran los contaminantes principales del agua.

Tabla 1.Principales tipos de contaminantes en el agua.

Tipo de Contaminación	Características	Ejemplos
Química	El número de productos químicos con potencial para contaminar los cursos de agua y los cuerpos de agua es casi ilimitado. La contaminación del agua con productos químicos es omnipresente y se encuentra en todo el continente americano en diferentes grados de severidad.	• Contaminantes emergentes • Sustancias químicas tóxicas • Lluvia ácida • Salinización • Minería
Biológicos	Los microbios y otros contaminantes biológicos son bien conocidos, pero hay otros contaminantes que pueden o no tener propiedades biológicas que amenazan la calidad del agua.	• Especies invasoras • Sedimentación • Contaminación microbiana por virus y bacterias

Referencia: (IANAS SCIENCES, 2020).

Fuente: Elaboración propia

Estos factores son los principales en la contaminación del agua esto debido a que las cantidades de agua que se vierten sin ser tratadas causan problemas en el ecosistema y contaminación del agua de ríos, lagos y lagunas. Estos a su vez provocan un desequilibrio a los ecosistemas.

2.1.2 Daños al ambiente y sus afectaciones

Los daños en la calidad del agua, aire y suelo, anudados al progresivo deterioro y pérdida de los ecosistemas y las afectaciones a la flora y a la fauna, han propiciado cambios que se traducen en peligros y riesgos de diversa índole e importancia en los ecosistemas. (Moreno Sánchez. 2022).

Algunas de las afectaciones más destacadas incluyen:

1. Deterioro de ecosistemas acuáticos, debido al vertido de sustancias contaminantes en cuerpos de agua puede afectar la flora y fauna acuática, causando la muerte de organismos y alterando los ecosistemas locales.
2. Impacto en la calidad del agua potable, la contaminación del agua con productos químicos tóxicos y contaminantes microbiológicos puede comprometer la calidad del agua potable. Esto representa un riesgo directo para la salud humana, ya que el consumo de agua contaminada puede dar lugar a enfermedades gastrointestinales y otros problemas de salud.
3. Contaminación del suelo, los contaminantes presentes en el agua pueden filtrarse en el suelo circundante, afectando la calidad del suelo y comprometiendo su capacidad para sustentar la vegetación, esto como consecuencia puede resultar en la pérdida de la productividad agrícola y la degradación del suelo.
4. Afectación de la vida silvestre, puede afectar a la vida silvestre que depende de fuentes de agua para su supervivencia como lo son peces, aves entre otros animales que habitan cerca de cuerpos de agua contaminados, pueden sufrir daños en su salud y en su reproducción.

5. Impacto en la agricultura, el riego con agua contaminada puede introducir sustancias nocivas en los cultivos, afectando la calidad de los productos agrícolas y representando un riesgo para la seguridad alimentaria.

2.1.3 Daños al ser humano

La falta de seguridad o adecuación en el suministro de agua, saneamiento e higiene puede dar lugar a diversas enfermedades mediante diferentes formas de transmisión. Esto incluye la ingestión de agua contaminada por heces o sustancias químicas, prácticas inadecuadas de higiene personal vinculadas a problemas de suministro, así como el consumo o contacto con agua que contiene patógenos y la proximidad a cuerpos de agua propensos a la proliferación de vectores. (8)

Los problemas a la salud pública es que el agua contaminada puede ser portadora de patógenos y agentes tóxicos que al entrar en contacto con los seres humanos, pueden desencadenar enfermedades como lo son: diarrea, hepatitis e infecciones gastrointestinales, entre otras.

La implementación de medidas de gestión del agua y la regulación eficiente de los recursos hídricos son esenciales para reducir los riesgos asociados con el consumo de agua contaminada.

2.1.4 Daños a flora y fauna

Los daños a la flora y fauna por el agua contaminada ha sido un problema desde ya hace algunos años esto debido a que las condiciones de, la misma cambia lo cual ha provocado un desequilibrio en los mismos.

Mientras más contaminantes tóxicos tenga el agua y estos lleguen a los distintos ecosistemas, mayor será la probabilidad de que algunos de ellos se evaporen y se incorporen al ciclo hidrológico. Finalmente, el agua contaminada que es vertida en un ecosistema termina por transformarlo en un sitio hostil para la vida, alterando o

destruyendo el hábitat y poniendo en peligro a la flora y fauna, a otros ecosistemas e, incluso, a la vida del propio ser humano, lo que se conoce como efecto cascada. (Prince Flores & Espinosa Bouchot, 2021)

3. Colorantes

3.1.1 Concepto y utilización

Los colorantes son solubles en agua y son definidos como compuestos capaces de impartir color a una fibra, sin ser afectados por diversos factores (Zaruma Arías, Proal Najera, Chaires Hernandez, & salas Ayala, 2018).

Los colorantes son una parte fundamental dentro de diversos procesos para teñir o colorear los productos, entre los cuales se manejan en las diferentes empresas en donde los colorantes y sus usos son diferentes en base a los productos terminados, por otra parte los colorantes más utilizados en los procesos industriales son los siguientes, los cuales se mencionan en la Tabla 2.

Tabla 2. Colorantes más utilizados.

Empresa	Nombre científico del Colorante	Color común
Alimenticia	Tartracina o tartrazina	Amarillo anaranjado
	Azurrubina o carmoisina	Color frambuesa
	Azurrubina o carmoisina	Azul patente V
	Negro PN o Negro 1	Negro brillante
	Eritrasina	Color rojo
	Indigotina	Carmín de índigo

Farmacéutica	Cloruro de metiltioninio Carbonato de calcio E172 CI Food Yellow 3 Tartrazina Rojo altura AC	Azul de metileno Blanco Hidroxido de hierro Amarillo ocase Amarillo Rojo
Textil	Cloruro de metiltioninio Tartrazina Carmín índigo	Azul de metileno Amarillo No.5 Rojo índigo

Fuente: Elaboración propia

3.1.2 Colorantes inorgánicos

Los colorantes inorgánicos son compuestos que contienen elementos minerales y no carbono en su estructura. A diferencia de los colorantes orgánicos, que están basados en compuestos de carbono, los colorantes inorgánicos suelen estar compuestos por metales y otros elementos inorgánicos, estos colorantes son ampliamente utilizados en diversas aplicaciones incluyendo la industria alimenticia, de pinturas y recubrimientos y la industria textil.

3.1.3 Colorantes orgánicos

También conocidos como orgánicos o naturales de origen mineral y que se obtienen por procesos químicos industriales para que estos puedan ser utilizados dentro de la industria textil.

Son compuestos insolubles que se emplean principalmente para colorear plásticos, pinturas y tintas de imprenta.

3.1.4 Contaminación del agua por colorantes textiles

La industria textil es la responsable del 20% del agua contaminada del mundo. Las aguas residuales que se generan como resultado de los procesos de producción textil tienen altos niveles de toxicidad dada la utilización de colorantes y aditivos. (Núñez et al., 2023). Los cuerpos de agua principalmente contaminados por los colorantes utilizados en la industria textil que afectan severamente al agua por las características químicas de estos colorantes. El problema de la contaminación del agua en México es crítico debido a los perjuicios que ocasiona en los ecosistemas, como la intoxicación de plantas y animales. Además, tiene una relevancia significativa en las comunidades humanas, ya que el 3.1% de las muertes a nivel mundial son atribuibles al consumo de aguas contaminadas. Esto se debe a que las comunidades cercanas están expuestas a la contaminación de alimentos y a los efluentes, lo cual conlleva problemas de salud. (A. Flores & Enrique, 2019). A continuación se describen algunos de los principales problemas asociados con la contaminación del agua por colorantes:

1. Toxicidad: Algunos colorantes pueden llegar a tener compuestos químicos tóxicos que pueden ser perjudiciales para la salud de los organismos acuáticos así como para los seres humanos y animales que consumen agua contaminada.
2. Cambios en la calidad del agua: Alteración de las características físicas y químicas del agua, afectando su calidad entre los cuales se incluye el cambio de pH, temperatura del agua, turbidez entre otros.
3. Dificultades en el tratamiento de agua: Los colorantes pueden llegar a presentar un desafío para los tratamientos de agua residual que contengan colorantes, esto debido a que algunos colorantes como ya se mencionó con anterioridad pueden llegar a tener compuestos inorgánicos lo cual provoca que algunos tipos de tratamientos no puedan eliminar eficazmente estos compuestos lo

cual puede dar como resultado la presencia persistente de colorantes en el suministro de agua.

De acuerdo con la Conferencia de la ONU sobre Comercio y Desarrollo (UNCTAD), la industria de la moda es la segunda más contaminante del planeta, esto debido a que las cantidades de agua y de aditivos necesarios para la fabricación de las diversas prendas se utilizan en mayor cantidad, la alianza de la ONU para una Moda Sostenible, revela que la industria textil y de la confección es responsable de aproximadamente 2% a 8% de las emisiones globales de gases de efecto invernadero, del consumo de alrededor de 215 billones de litros de agua al año y de aproximadamente 9% de las pérdidas anuales de microplásticos en los océanos. (El costo ambiental de estar a la moda, 2019).

Una vez mencionado lo anterior la cantidad de agua que una empresa textil requiere al año son grandes cantidades solo para una industria esto considerando que la oferta y demanda por parte del consumir a la industria textil ha ido en aumento ha provocado que la contaminación de este recurso vaya en aumento.

4. Colorante textil

El colorante textil se entiende como aquellas sustancias que se utilizan dentro de la industria textil para el teñido de las diferentes prendas.

Los colorantes empleados en textiles provienen de diversas fuentes y se aplican de diversas maneras. En la actualidad, prevalece el uso de colorantes sintéticos, los cuales carecen de capacidad biodegradable en el entorno ambiental.

4.1.1 Principales colorantes textiles

Dentro de la industria textil el uso de los colorantes para el teñido y fabricación de telas y prendas de ropa son una parte fundamental dentro de estos procesos, entre

los colorantes más utilizados dentro de estas industrias se encuentran los siguientes colorantes, en donde se agrupan de mayor a menor importancia en su uso en la industria textil como lo son los colorantes azoicos, antraquinónicos, bencenos, entre otros como se muestra en la Tabla 3:

Tabla 3. Colorantes más utilizados en la industria textil.

Familia	Características
Azoicos	Partículas incoloras formadas por tierras o arcillas que se colorean por un compuesto azo.
Antraquinónicos	Obtenidos a partir de la antraquinona, molécula con color amarillo pálido pero que permite elaborar diversos colores muy resistentes a la luz.
Ftalocianina	Estos tintes se componen de la
	conexión de cuatro grupos mediante cuatro átomos de nitrógeno, este proceso da como resultado un anillo de 16 átomos, alternando entre ocho de nitrógeno y ocho de carbono, con dobles enlaces conjugados.
Ion arilcarbonio	La composición química de este compuesto incluye un átomo de carbono unido a dos o tres anillos aromáticos.

Sulfuro	Conjunto de colorantes que son completamente insolubles en agua, pero pueden volverse solubles mediante un proceso de reducción, ofrece una variedad de colores tenues y apagados.
Polimetino	Se dividen en colorantes con carga neutra, catiónicos y aniónicos, en los extremos de su cadena, cuentan con un grupo que aportan electrones y otro que retira densidad electrónica.
Nitro	Su capacidad de absorción está ubicada en la proximidad al espectro visible debido a la combinación de grupos auxocromos tenues, lo que les confiere una tonalidad amarillenta.
Colorantes de estilbeno	Colorante que se utiliza principalmente para el blanqueo de los textiles

Fuente: Revista de la Facultad de Ciencias Químicas. (10)

4.1.2 Usos del colorante textil

La utilización de los colorantes dentro de la industria textil es una parte fundamental en la elaboración y fabricación de las prendas de vestir, varios estudios determinan que los colorantes que se utilizan para las diferentes telas o procesos durante la fabricación de las mismas, los colorantes utilizados en la industria textil son aquellos colorantes que tienen la propiedad de disolverse en agua y se caracterizan como

sustancias que pueden otorgar color a una fibra sin que factores como la luz, la temperatura o el jabón afecten su capacidad colorante.

Los colorantes textiles deben poseer ciertas características entre las cuales se destacan su aplicación, tonos, disolución en agua, teñido, resistencia e intensidad como se muestra en la Tabla 4:

Tabla 4. Características principales de los colorantes.

Características	Descripción
Fácil aplicación	El suministro del colorante a las fibras para la fabricación de las prendas debe ser fácil y rápida aplicación
Obtención de tonos específicos	Los colorantes deben tener la capacidad de brindar el color específico que solicite el usuario obteniendo y permitiendo una gran gama de color
Disolverse en agua	Las empresas textiles usan las cantidades de agua (200 L aproximadamente) para la tinción y teñido de las prendas por lo que el colorante debe mezclarse y disolverse fácilmente en el agua
Impregnar y teñir fibras textiles	De acuerdo a las fibras a utilizar en cada una de las prendas de ropa el colorante debe ser capaz de ser adherido por las mismas fibras para la obtención del color

Resistencia a factores externos	Como bien se mencionó con anterioridad para determinar que la prenda tiene un color brillante y que este dure debe ser capaz de conservar el color obtenido durante la tinción sin que aspectos como temperatura, jabón y lavado interfieran con el mismo
Mantener la intensidad y estabilidad del color a corto y largo periodo de tiempo	Para determinar que el color y el colorante utilizado para teñir las prendas de ropa se utilizó un colorante de buena calidad así como el proceso de teñido del mismo fue el adecuado la prenda con el paso del tiempo no deberá mostrar signos de despigmentación de la prenda con el paso del tiempo de vida de la misma

Referencia: (Zaruma Arías, Proal Najera, Chaires Hernandez , & Salas Ayala , 2018)

Fuente: Elaboración propia.

5. Colorante azul de metileno

5.1.1 Concepto e importancia

El azul de metileno es un colorante de naturaleza orgánica, también es conocido con el nombre de cloruro de metiltionina, este colorante fue sintetizado en el año 1876 para teñir prendas textiles, sin embargo también se descubrió su gran utilidad en el campo de la medicina. (Lifeder, 2019).

5.1.2 Usos del azul de metileno

Estos tipos de colorantes se han implementado en los diferentes ámbitos industriales, en donde se le ha dado diversos usos en base a las características, cantidades y concentraciones del mismo, como se muestra en la Tabla 5.

Tabla 5.Principales usos del colorante azul de metileno en la industria.

Industria que lo utiliza	Usos
Farmacéutica	Utilizado como antídoto para el envenenamiento por metahemoglobinemia, antídoto para el envenenamiento por cianuro
Química	Es principalmente utilizado para determinar la presencia de oxígeno en una solución
Medicina	Utilizado para la visualización biológica en microscopia y algunos procedimientos quirúrgicos
Alimentaria	Utilizado principalmente como conservador para alimentos y bebidas
Textil	Tinción de algodón, seda y madera, también utilizado para la fijación para la resistencia al lavado y solidez del color

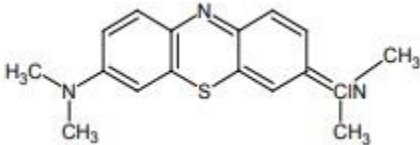
Fuente: (Química Industrial Chile, 2020).

5.1.3 Propiedades químicas del azul de metileno

Este colorante azul de metileno tiene las siguientes propiedades químicas, al ser un colorante básico, como se menciona en la Tabla 6:

Tabla 6.Aspectos y características del colorante azul de metileno.

Aspectos	Características
----------	-----------------

Formula molecular	$C_{16}H_{18}ClN_3S$
Estructura química	 Figura 2. Estructura química del colorante azul de metileno.
Peso molecular	319.859 uma
Tipo de colorante	Colorante básico
Espectroscopia ultravioleta visible (UV-VIS)	Se basa en la absorción de radiación electromagnética en el rango UV-VIS, el máximo de absorción del azul de metileno se ubica cerca de los 664 nm y la región cercana a los 405 nm se observa una región de mínima absorción. (Amaya Vesga, Carvajal, Gomez Tarazona & Mendoza Castellanos, 2023).

Fuente: Elaboración Propia

6. Colorante azul de metileno en el agua

6.1.1 Afectaciones del azul de metileno

Las principales afectaciones de la presencia del colorante azul de metileno es la contaminación que afecta no solo la calidad de vida de las personas, sino que también afecta los distintos ecosistemas, la introducción de colorantes industriales en el agua, como lo es en este caso el color azul de metileno, representa un desafío significativo en términos de eliminación debido al tamaño de las moléculas de estos colorantes. Las principales consecuencias de las actividades industriales incluyen

un impacto ambiental considerable en la tierra y las áreas naturales ya que brinda lugar a la deforestación, desplazamiento de la fauna local y contaminación de los cuerpos de agua, aunque esta última no solo afecta al agua superficial sino que también afecta al agua subterránea, ya que este contaminante puede desplazarse a largas distancias y así afectar a especies animales que dependen de los cuerpos de agua para su hábitat y abastecimiento de agua.

(Carrillo Pacheco & Herrera Gutiérrez, 2019).

6.1.2 Degradación del azul de metileno en el agua

Como bien ya se ha mencionado con anterioridad la contaminación provocada por este tipo de colorante afecta al medio ambiente y al ser humano esto debido al desequilibrio ambiental que puede desencadenar, así como daños a la salud del ser humano. La degradación del colorante en el medio acuático juega un papel importante para la remoción de dicho colorante para lograr una descontaminación del medio de este contaminante, durante la evolución de los diferentes métodos de tratamiento del agua para la remoción de este contaminante se destacan los tratamientos físicos, químicos y actualmente los tratamientos biológicos que han surgido y jugado un papel importante como una nueva alternativa para tratar agua residual proveniente de la industria textil, entre los métodos más utilizados se encuentran los siguientes físicos, químicos y biológicos:

Los tratamientos físicos son aquellos tratamientos encargados de eliminar impurezas en el agua y contaminantes mediante métodos físicos como lo son: filtración con membrana, irradiación e intercambio iónico como se muestran a continuación en la Tabla 7.

Tabla 7. Tipos de tratamientos físicos.

Metodología	Generalidades
-------------	---------------

Filtración con membrana	Se da por separación efectiva de las moléculas de los colorantes y se logra
	mediante el tamaño y características de la membrana empleada
Irradiación	Degradación de las moléculas del colorante
Intercambio iónico	El efluente se hace pasar a través de la resina de intercambio iónico hasta que los lugares disponibles se encuentren saturados.

Los tratamientos químicos implican la utilización de productos químicos para eliminar o neutralizar los contaminantes en el agua, estos tipos de tratamiento debido a su fácil aplicación y alta efectividad son los tratamientos más comunes, entre los tratamientos químicos se encuentran: ozonación, fenton, fotoquímica y electrocoagulación, por mencionar unas ejemplos y como se muestran a continuación en la Tabla 8.

Tabla 8. Tipos de tratamientos químicos.

Metodología	Generalidades
Ozonación	Elevada capacidad de ozono para la destrucción de las moléculas del colorante que en su mayoría posean enlaces dobles
Fenton	Emplea el proceso de sorción para eliminar los tintes

Fotoquímica	Degradación de moléculas de colorante por tratamiento UV
Electrocoagulación	Campo eléctrico que es introducido en el efluente contaminado

Tratamientos biológicos son aquellos que implementan la utilización de organismos vivos como lo son hongos, bacterias aeróbicas, biorremediación anaeróbica como se mencionan a continuación en la Tabla 9.

Tabla 9. Tipos de tratamientos biológicos.

Tratamientos	Generalidades
Decoloración con hongos	Los hongos tienen la capacidad de descomponer diversos tipos de colorantes, mediante la acción de enzimas
Bacterias aeróbicas	Las enzimas como la lacasa se emplean para descolorar los efluentes, este proceso ocurre en condiciones aeróbicas
Adsorción biomasa microbiana	La adsorción se lleva a cabo a través de un intercambio iónico debido a que algunos colorantes tienen una afinidad específica para unirse a ciertas especies microbianas
Biorremediación anaeróbica	Facilita la eliminación de colorantes azoicos y colorantes solubles en agua, implica una reacción de oxidaciónreducción utilizando hidrógeno.

Referencia: (Flores, C., Huari, O. y Pérez, J., 2022)

7. Industria textil

El sector textil abarca todas las prendas de vestir, independientemente del tipo de hilo utilizado o su finalidad, ya sea para uso personal, artículos para el hogar o calzado. Aunque en la producción de calzado rara vez se emplea hilo, se utilizan otros materiales como cuero, caucho, materiales sintéticos o la aglomeración de fibras de tejidos sin tejer. (ONG Manos Unidas, 2020).

Es el sector de la economía que se ocupa principalmente de confeccionar los elementos que luego se utilizarán para la realización de distintas prendas de ropa. A nivel nacional, la industria textil destaca como una de las más exitosas y esencialmente necesarias, ya que no solo aporta considerablemente a los ingresos de la economía del país, sino que también juega un papel fundamental como creadora de empleo para la población mexicana. Conforme al Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI), durante el año 2020, la producción de la industria textil en México alcanzó un valor de 163,036 millones de pesos, equivalente al 1.2% del Producto Interno Bruto (PIB) nacional. Asimismo, en ese mismo año, la industria textil y de confección proporcionó empleo a más de 400,000 personas. (PHLOX, 2023)

7.1.1 Impactos de la industria textil

Como bien ya fue mencionado anteriormente, la industria textil ha influido en diversos aspectos de la vida, por su alto impacto en la vida cotidiana y en el sector económico, favoreciendo el crecimiento industrial, la industria textil tiene diferentes impactos por lo cual podríamos hablar de los siguientes, como se menciona en la Tabla 10.

Tabla 10. Impactos de la industria textil.

Sector	Impacto
--------	---------

Económicos	Incremento y creación de nuevos empleos, áreas de oportunidades.
Sociales	Condiciones de trabajo inseguros, infraestructuras inseguras (Escalante, C. A., 2023)
Culturales	Apropiación cultural como “inspiración” en nuevas colecciones de ropa.
Ambientales	Explotación de recursos y generación de residuos y contaminación

Fuente: Elaboración propia.

7.1.2 Consumo del agua para la operación de la industria textil

El consumo de agua que una industria textil utiliza durante los procesos de fabricación se divide entre los diferentes procesos de la misma.

La industria textil se destaca como una de las principales fuentes de contaminación a nivel mundial, atribuible a su elevado consumo de energía y agua, así como a la emisión de gases contaminantes y la generación de residuos sólidos y líquidos. (Florenca, A, 2022)

La fabricación textil implica un considerable uso de agua. Se calcula que la producción de una camiseta de algodón requiere aproximadamente 2,700 litros de agua. La ausencia de prácticas de gestión efectivas puede resultar en la contaminación del agua (Fuentes Piña, 2022).

7.1.3 Impactos negativos

Los impactos negativos de la industria textil es el alto consumo de agua, así como el alto consumo de energía, las emisiones de gases contaminantes y la generación de residuos sólidos y líquidos que son provocados durante la fabricación de fibras

textiles, así como resultado de la fabricación de otros materiales utilizados en la misma industria, creación de prendas y el teñido de las mismas. (Fuentes Piña, 2023).

7.1.4 Índice de crecimiento de la industria textil en los últimos años

Durante los años 2017, 2018, y 2019 la industria textil había tenido un crecimiento favorable del Producto Interno Bruto debido a la demanda de la misma y al incremento de las empresas dentro de este rubro antes de la pandemia del COVID 19 como se puede apreciar en la Figura 3. Impacto del COVID-19 en la industria textil.

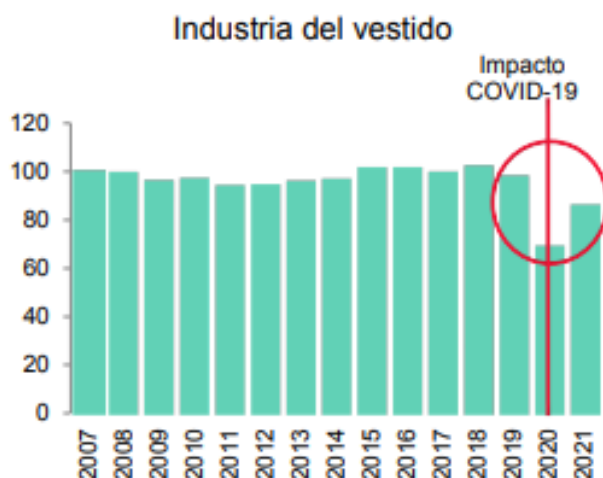


Figura 3. Impacto del COVID-19 en la industria textil. Fuente: INEGI. Sistemas de Cuentas Nacionales de México.

En la Figura 3, se puede apreciar que efectivamente hubo una disminución económica en el año 2020 esto debido al inicio de la Pandemia por el COVID 19 lo cual para de manera temporal ciertos sectores económicos, por lo que en el año antes mencionado el PIB de la industria del vestido presentó una caída del 29.3 respecto año 2019. Más sin en cambio en el año 2021 la industria textil presentó un incremento debido a la elaboración y fabricación de las diferentes telas producidas en ese año como se muestra en la Figura 4.

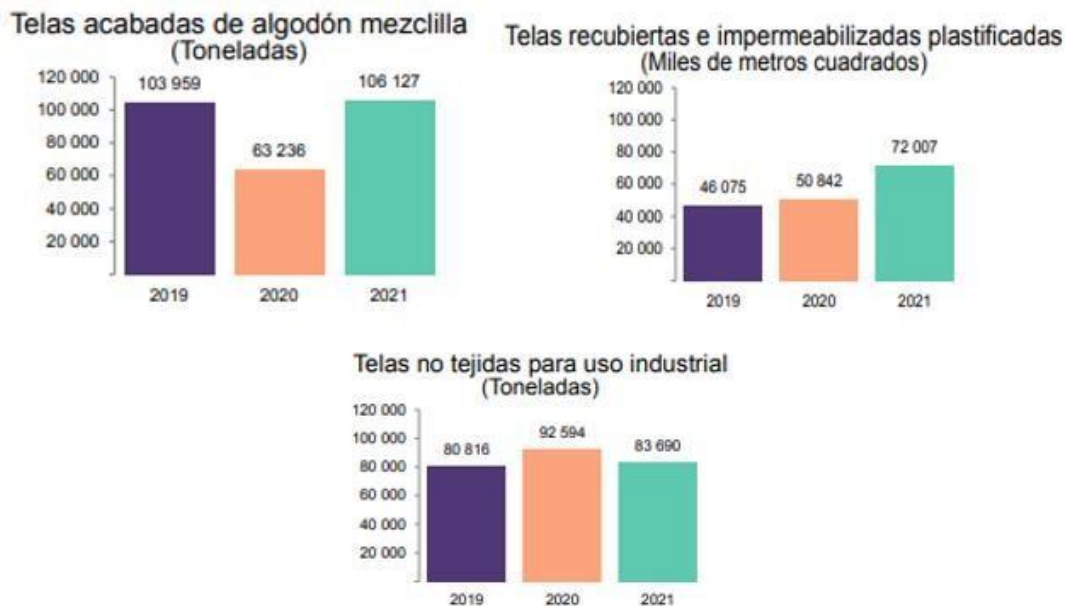


Figura 4. Diferentes índices de producción de telas para la industria textil.

En la figura 4, se destaca el incremento de algunas telas en cuanto a producción de las industrias textiles en el año 2021 en donde se obtiene un incremento considerable a comparación del año 2020 en donde hubo incrementos hasta del 0.9 % de las mismas.

Durante el año 2021 el número de establecimientos aumento ya que en el año 2018 solo se tenía el registro de 99, 657 empresas textiles y para el año 2021 el número de empresas creció a 102, 388 por lo que durante esos años se desarrollaron 2,731 nuevas empresas.

Esto derivado a la alta demanda por parte de los usuarios al consumo de la ropa *Fast Fashion* debido a la influencia que las plataformas digitales antes mencionadas debido a que hacen tendencia durante y al final del confinamiento por la pandemia.

7.1.5 Industria textil en México

La industria textil en México es una de las empresas que más importan y exportan en Latinoamérica, esto debido a que en México se encuentran la mayoría de las empresas más grandes de esta índole.

8. *Fast Fashion* 8.1.1 *Fast Fashion* y la influencia de las redes sociales más utilizadas actualmente

Se entiende por *Fast Fashion*, también conocido como moda rápida se refiere a las cantidades producidas por la industria textil con tal de cumplir a la demanda de la industria de la moda esto debido a que gracias a diversas plataformas y a las tendencias se requiere una alta producción debido a las demandas del usuario. Esto ya es considerado como un grave problema ambiental esto debido a que en el mercado ya se encuentra una gran selección de ropa “en tendencia” que solo dura breves semanas en tendencia lo que provoca al usuario a la compra impulsiva de ropa de diversas plataformas de marcas de moda solo para poder adquirir una de las tantas prendas que salen de una de las tantas colecciones al año, debido a esto las industrias textiles tienen que usar más cantidades de agua y recursos para poder cubrir estas demandas esta situación también esta derivado al problema de la durabilidad puesto a que el tiempo de confección de la ropa por el *Fast Fashion* es reducido por lo cual en algunos casos las pruebas de calidad no se llevan a cabo de manera adecuada.

El impacto ambiental de esta tendencia en ropa es un impacto negativo ya que las cantidades requeridas para la fabricación de la ropa/tela es de aproximadamente.

8.1.2 *Fast Fashion* en México

México es uno de los países que más ropa consume en Latinoamérica uniéndose así junto a Chile y Argentina como uno de los que más desechos producen.

(Fuentes

Piña,2022).

La Cámara Nacional de la Industria Textil (Canaintex) ha publicado en su portal oficial el más reciente informe sobre las exportaciones del sector textil-confección, abarcando el periodo acumulado de enero a agosto de este año. Según la entidad, México aumentó sus envíos al exterior en un 32%, en comparación con los primeros ocho meses del año 2020. (CANAINTEX, 2021)

8.1.3 Principales marcas de ropa *Fast Fashion*

Según la información proporcionada por Forbes México, el organismo ha identificado a las siguientes marcas: Bershka, Bestseller, Boohoo, C&A, Charlotte Russe, Cotton On, Esprit, Fashion Nova, Five Foxes, Forever 21, Gap, Uniqlo, Victoria's Secret y Zara. Según la Procuraduría Federal del Consumidor (Profeco), las compañías de moda rápida fabrican sus colecciones en maquiladoras asiáticas ubicadas en países como Bangladesh o India, donde la mano de obra es considerablemente económica. (Rodríguez Ceballos, F. 2019).

Entre las principales marcas del *fast fashion*, se destacan nombres como H&M, Zara, Forever 21, C&A, Gap, Victoria's Secret, Uniqlo, Primark, Bershka, Pull&Bear, Stradivarius, Topshop, entre otras. También hay empresas como Shein, originaria de China, que han ganado gran influencia en el mundo de la moda gracias a sus precios bajos, aunque algunas han sido señaladas por prácticas de sostenibilidad cuestionables.

A nivel global, se confeccionan anualmente aproximadamente 150 mil millones de prendas, equivalentes a 63 millones de toneladas. Se estima que alrededor del 30% de esta producción total no llega a venderse, y se calcula que la mitad de la ropa fabricada termina siendo desechada en menos de un año. (Jiménez, M., 2022)

8.1.4 Contaminación por ropa desechada

Uno de los principales problemas es la generación de residuos textiles, tanto en la fase de producción como en la fase de consumo. Se estima que una gran cantidad

de ropa desechada termina en vertederos o incineradores, lo que contribuye a la contaminación del suelo, el agua y el aire. (Sofía Alarcón Romero, 2022).

En la Ciudad de México, se desechan anualmente aproximadamente tres mil 700 millones de toneladas de residuos textiles, principalmente de ropa de cama e interior, así como cortinas. Sin embargo, solo se recicla aproximadamente el uno por ciento de estos desechos, según datos de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

Por otro lado, la Organización de las Naciones Unidas (ONU) ha señalado que la producción en la industria textil es una de las más perjudiciales y contaminantes para el medio ambiente. Esta industria es responsable del 20 por ciento de las aguas residuales globales y del 10 por ciento de las emisiones totales de carbono. (Delgado, 2022).

9. Tratamiento de aguas residuales

9.1.1 Concepto y su importancia

El agua residual son las provenientes de actividades domésticas, industriales, comerciales, agrícolas pecuarias o de cualquier otra actividad que, por el uso de que ha sido objeto, contienen materia orgánica y otras sustancias químicas que alteran su calidad original.

El tratamiento de aguas residuales, es un servicio que consiste en la separación de la carga orgánica que contienen las aguas residuales, eliminando al máximo la cantidad de residuos y contaminantes, el tratamiento de aguas residuales, es un servicio que consiste en la separación de la carga orgánica que contienen las aguas residuales, eliminando al máximo la cantidad de residuos y contaminantes, cumpliendo con las Normas Oficiales Mexicanas establecidas.

La importancia de los tratamientos de las aguas residuales es un factor importante en cuanto a la recuperación, tratado y reusó de agua, esto debido a que como ya se mencionó con anterioridad.

9.1.2 Tipos de tratamientos

El tratamiento de aguas residuales es importante mencionar que existen diversos tratamientos para el agua residual, estos tratamientos requieren ciertas características en específico dependiendo del mismo, a continuación se mencionan los tratamientos más comunes son químicos, fisicoquímicos y biológicos, como se menciona en la Tabla 11.

Tabla 11. Tipos de tratamiento para aguas residuales.

Tipo de Tratamiento	Características	Aspectos a considerar
Químico	En estos procesos se suelen ocupar componentes químicos para llevar a cabo estos tratamiento como bien lo menciona su nombre, se utilizan membranas,	Para estos tipos de tratamiento es importante identificar el o los contaminante a eliminar, así como la cantidad de efluente que entrara al tratamiento.
Fisicoquímico	Adición de componentes químicos como lo son coagulantes y floculantes,	Determinar los sólidos suspendidos totales, dentro del efluente a tratar.
Biológico	En este tratamiento se utilizan microorganismos para el tratamiento de estas aguas.	Solo se puede hacer después de analizar las características del efluente.

9.1.3 Impactos y su efectividad

Los impactos de los tratamiento de las aguas residuales son fundamentales para obtener una buena calidad del agua y pueda reutilizarse en diferentes actividades o incluso para evaluar la efectividad del tratamiento que se le haya dado para evaluar los niveles en los que el agua entró y salió del tratamiento correspondiente.

10. Marco Normativo

10.1.1 Normatividad en México-Calidad del agua

La normatividad en México en cuanto a materia de calidad de agua es uno de los aspectos más importantes que se protegen dentro del país, esto debido a que en México existen organismos que se encargan de las regulaciones técnicas de observancia que establecen requisitos de seguridad y calidad (OECD, 2020), en los diferentes ámbitos de aplicación.

Una vez mencionado lo anterior se entiende que en México hay normas y regulaciones para la materia de la calidad del agua en la cual no solo se establecen parámetros para que el agua residual generada de las diferentes industrias y/o procesos industriales sea vertida a alcantarillado ya sea nacional o municipal de acuerdo a lo que corresponda a cada empresa, sino que se mencionan las diferentes características del agua que debe poseer y cumplir para poder llevar a cabo su vertido, así como estudios, análisis o pruebas de laboratorio que demuestren las especificaciones pertinentes.

10.1.2 Organizaciones de interés

En México se encuentran organizaciones y dependencias gubernamentales las cuales se encargan de brindar información, protección y acciones legales para el cumplimiento de normas en las cuales se establecen aspectos de interés para

quienes les apliquen, en cuanto a dichas organizaciones que se encargan de proteger y preservar los recursos naturales de México se encuentran las siguientes, como se menciona en la Tabla 12.

Tabla 12. Organizaciones de interés.

Siglas	Nombre	Aplicación/Utilidad/Cargo
SEMARNAT	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales	Dependencia del gobierno federal encargada de impulsar la protección, restauración y conservación de los ecosistemas y recursos naturales y bienes y servicios ambientales de México, con el fin de propiciar su aprovechamiento y desarrollo sustentable.
CONAGUA	Comisión Nacional del Agua	Organismo administrativo desconcentrado de la SEMARNAT, encargada de administrar, regular, controlar y proteger las aguas nacionales en México.
IMTA	Instituto Mexicano de Tecnología del Agua	Organismo público descentralizado que se aboca a enfrentar los retos nacionales y regionales asociados con el manejo del agua y dirigir nuevos enfoques en materia de investigación y desarrollo tecnológico para proteger el recurso del agua.

PROFEPA	Procuraduría Federal de Protección al Ambiente	Incrementar los niveles de observancia de la normatividad ambiental, para contribuir al desarrollo sustentable y hacer cumplir las leyes en materia ambiental.
LGEEPA	Ley General del Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente	Es una ley la cual es la encargada de la regulación y conservación del medio ambiente en el país.

Fuente: Elaboración propia.

10.2 Normas

Las normas aplicables en materia ambiental en México se dividen en NOM y NMX en las cuales se establecen parámetros, campo aplicación, sanciones, requisitos legales. Estas normas son instrumentos jurídicos que regulan, obligan y sancionan el incumplimiento de las disposiciones legales vigentes aplicables en la materia.

10.2.1 Normas Oficiales Mexicanas (NOM)

10.2.1.1 Concepto e importancia

Las normas oficiales Mexicanas por sus siglas NOM, son normas de carácter obligatorio, estas normas son expedidas por la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

10.2.1.2 Aplicación/Sanciones

Son disposiciones legales que establecen, por acuerdo entre los distintos sectores de la sociedad, cuáles serán los niveles de sustancias contaminantes que serán considerados aceptables y seguros para la salud del ser humano y del medio ambiente.

Las violaciones a los preceptos de la LGEEPA a sus reglamentos y las disposiciones que de ella emanen serán sancionadas de la siguiente manera

- Multas
- Desagravio por mandato judicial
- Medidas adicionales para mejorar el medio ambiente
- Suspensión parcial o total de la empresa y/o organización
- Arresto administrativo hasta por 36 h
- Decomiso de los instrumentos ejemplares, productos o subproductos directamente relacionados

Las multas suelen ser equivalentes de 20,000 a 50,000 días de salario mínimo en el Distrito Federal al momento de imponer la sanción.

En caso de una sanción por desagravio por mandato judicial se toman acciones necesarias para reparar la infracción y cumplir la ley.

10.2.1.3 NOM-001-SEMARNAT-2021

Límites permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en cuerpos receptores propiedad de la nación.

- Objetivo

Establecer los límites permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales, con el fin de proteger, conservar y mejorar la calidad de las aguas y bienes nacionales

- Aplicación

Descargas de aguas residuales en cualquier tipo de cuerpo receptor propiedad de la nación

- Principios del método

Para determinar los valores y concentraciones de los parámetros establecidos en esta NOM, se establecen parámetros y los procedimientos necesarios para controlar

y monitorear la calidad de las descargas de aguas residuales en los bienes nacionales, los límites permisibles de cada aspecto se mencionan en la Tabla. Diario Oficial de la Federación. Ver Anexo 1, pp 185.

11. Tratamientos biológicos y procesos para aguas residuales

11.1.1 Concepto y su importancia

Los tratamientos biológicos tuvieron en un principio como objeto la eliminación de la materia orgánica de las aguas residuales, en todo este tipo de procesos se utilizan reacciones asociadas a los organismos vivos, los microorganismos crecen utilizando los contaminantes del agua como fuente de carbono y/o fuente de energía.

Los procesos biológicos son una serie de importantes procesos de tratamiento que tienen en común la utilización de microorganismos (entre los cuales destacan las bacterias) para llevar a cabo la eliminación de componentes solubles en el agua.

Estos tipos de tratamientos funcionan como alternativa ecológica dentro de las plantas o industrias que lo implementan esto debido a que utilizan diversos diseños para poder llevar a cabo estos tratamientos, su importancia se basa en el bajo costo de implementación, fácil y bajo costo de mantenimiento, además de que brinda un aspecto visual agradable al entorno.

11.1.2 Tipos de tratamiento

En estos tipos de tratamientos se clasifican en anóxicos, reactor secuencial, MBR, lodos activados, fitorremediación y fitodepuración como se demuestra y describe en la Tabla 13.

Tabla 13. Tipos de tratamientos biológicos.

Tratamiento	Características
-------------	-----------------

Anóxico	En condiciones anóxicas, los aceptores finales suelen ser los nitratos o los sulfatos, entre otros. La implementación de este tipo de metabolismo posibilita la eliminación biológica del nitrógeno del agua residual, un proceso conocido como desnitrificación.
Reactor secuencial	Este tratamiento es ampliamente empleado y su característica principal es el uso de un solo depósito para llevar a cabo las operaciones típicas de un proceso de fangos activados.
MBR	Es un tratamiento biológico que tiene la particularidad de que dispone de un módulo de membranas de ultrafiltración para la separación sólido-líquido.
Lodos activados	El tratamiento de lodos activos es un método para el tratamiento de aguas residuales que implica la aplicación de microorganismos con el propósito de descomponer la materia orgánica
	disuelta en productos más simplificados.

Fitorremediación	Es el empleo de plantas y sus microorganismos asociados para la mejora funcional y recuperación de suelos contaminados para aprovechar la capacidad que tienen algunas plantas para absorber contaminantes y dar como resultado agua limpia y apta para su utilización.
Fitodepuración	Es la reducción o eliminación de contaminantes presentes en las aguas residuales por medio de una serie de complejos procesos biológicos, físicos y químicos en los cuales participan las plantas que son propias del sistema acuático.

Fuente: Telwesa, 2021.

12. Plantas

Plantas que se adaptan muy fácilmente a los medios con alta humedad e incluso viven en el agua como en lagos y ríos, pero también las hay de agua salada. Las plantas acuáticas también son aquellas que son capaces de adaptarse a los medios muy húmedos o acuáticos esto debido a que presentan tejidos con estructuras que almacenan el aire, por lo que estas plantas pueden vivir en lagos, estanques, charcos, estuarios, pantanos, orillas de los ríos o lagunas marinas.

El medio en el que crecen y se desarrollan durante su periodo de vida dependerá únicamente del tipo de planta acuática y la capacidad de adaptabilidad de la misma, por eso en la Tabla se menciona solo algunas de las tipos de plantas acuáticas.

12.1.1 Plantas remediadoras de agua

Las plantas remediadoras de agua son aquellas que principalmente sirven en los procesos y tratamiento de las aguas residuales en donde las plantas son capaces de retener los contaminantes en las raíces, hojas, tallos según sea del caso de las especies con la que se desarrolló y se lleve a cabo, este proceso de remediación del agua. A este proceso de las plantas como ya se mencionó con anterioridad se le conoce como Fito remediación por lo que es uno de los procesos biológicos más económicos y eficaces que se encuentran dentro de la remediación del agua por medio de procesos biológicos ya que la implementación de las plantas no produce una segunda contaminación, si no que ayuda a la estabilización del medio por lo que su importancia y uso es una parte fundamental de las mismas, estas mismas técnicas se utilizan para la creación y elaboración de humedales artificiales, cultivos hidropónicos entre otros métodos capaces de remediar el agua por medio de las plantas remediadoras de agua residual. (Duque Sarango, Heras Naranjo, Lojano Criollo, & Vilorio, 2018)

12.1.2 Acuáticas

Las plantas acuáticas vasculares desempeñan un papel crucial en la dinámica y el funcionamiento de los humedales, al influir en las propiedades físico-químicas del agua y, por ende, en la supervivencia del fitoplancton, zooplancton y peces. Tanto si se encuentran sumergidas, emergiendo o flotando, estas hidrófitas actúan como áreas de refugio, alimentación, reproducción y anidación para diversos peces, insectos, moluscos, crustáceos, anfibios, reptiles, mamíferos y aves. (García Flores., et al)

12.1.3 Plantas ornamentales

Las especies ornamentales son aquellas que por sus cualidades estéticas se utilizan para adornar el entorno más inmediato o lugares comunes que por diversos motivos son decorados. Las cualidades por las que estos organismos son elegidos como ornamentales, no tienen un valor que se pueda medir o pesar, sino que son apreciadas por los sentidos de las personas (CONABIO, 2020).

13. Plantas acuáticas

13.1.1 Clasificación de plantas acuáticas

Dentro de las plantas acuáticas se encuentra una gran variedad de especies, esto debido a que todas poseen características, aspectos y necesidades diferentes, en el país se encuentran diversas especies de plantas acuáticas entre las cuales se encuentran las siguientes, como se mencionan y describen en la Tabla 14.

Tabla 14. Clasificación de plantas acuáticas.

Comunidades herbáceas	Características	Ejemplos
Hidrófitas enraizadas emergentes (HEE)	Plantas que crecen en los bordes poco profundos de pantanos, borde de ríos, canales y lagunas de agua dulce.	<i>Sagittaria lancifolia</i>
Hidrófitas enraizadas de hojas postradas (HEHF)	Plantas que crecen en los bordes de lagunas, canales y pantanos de agua dulce.	<i>Nymphaea ampla</i>
Hidrófitas enraizadas sumergidas (HES)	Plantas que crecen en las partes más profundas de las lagunas de agua dulce.	<i>Vallisneria americana</i>

Hidrófitas libres flotadoras (HLF)	Plantas que habitan en lagunas, lagos, ríos, arroyos, charcas temporales,	<i>Eichhornia crassipes</i>
	presas, canales y pantanos.	
Hidrófitas libremente sumergidas (HLS)	Plantas que crecen en los bordes de las lagunas, pantanos y canales, comúnmente en lugares protegidos, sin movimientos de agua	<i>Utricularia foliosa</i>
Hidrófitas enraizadas de tallos flotantes (HETF)	Plantas que crecen en los bordes de lagunas, canales y pantanos de agua dulce.	<i>Paspalum repens</i>

Fuente: Elaboración propia

13.1.2 Tipos de plantas acuáticas

El grupo de plantas acuáticas es muy amplio y se desarrolla en gran diversidad de hábitats tanto marinos, salobres y dulceacuícolas (Renata Novelo, 2020). Como ya se mencionó con anterioridad hay un gran grupo de plantas acuáticas existentes, esto debido a las características y necesidades de cada una de ellas, las plantas acuáticas son capaces de adaptarse al medio en el que se encuentran. Estas plantas se clasifican de acuerdo al hábitat al cual pertenecen, las condiciones que necesitan cada una de ellas, así como las necesidades y el espacio que cada una necesita, se ha demostrado que las plantas que son más capaces de adaptarse son aquellas plantas invasoras puesto que su nivel de adaptación es aún mayor que una planta local. Los tipos de plantas que existen se clasifican en plantas acuáticas de ribera, flotantes, aguas poco profundas, oxigenadoras, como se mencionan y describen en la Tabla 15.

Tabla 15. Tipos de plantas acuáticas

Tipo de planta	Características	Tipo de raíz
Plantas acuáticas de ribera	Estas plantas se caracterizan principalmente porque normalmente son	Sus raíces están sumergidas en el agua y el resto de la
	halladas en la orilla de ríos, lagos o estanques.	planta se encuentra fuera de la superficie acuática.
Plantas acuáticas flotantes	Plantas que se encuentran en constante movimiento dentro de la superficie en la que se encuentre esto debido al movimiento del agua, viento o por los animales de la zona.	Sus raíces están permanentemente sueltas en el agua.
Plantas acuáticas de aguas poco profundas	Se encuentran en zonas más hondas del agua, algunas de estas plantas poseen flores. Estas plantas se caracterizan por crecer hasta salir a la superficie.	Sus raíces están ancladas en el suelo en el fondo de los lagos o estanques.

Plantas acuáticas oxigenadoras	Estas sirven como filtro de agua, poseen una velocidad alta de crecimiento, se caracterizan por absorber el dióxido de carbono y los minerales del agua, además ayudan a regular la proliferación de las algas.	Este tipo de plantas se encuentran totalmente sumergidas en el medio acuático.
--------------------------------	---	--

Fuente: Elaboración propia.

13.1.3 Características y generalidades de las plantas

Las plantas tienen características específicas las cuales les permite su crecimiento y desarrollo adecuado, además de que les garantiza una calidad de vida y adaptabilidades al medio en el que se encuentran de manera rápida y efectiva para llevar a cabo su periodo de vida así como la obtención de nutrientes de acuerdo a sus necesidades por lo cual a continuación se mencionan las características y generalidades de las plantas acuáticas.

Una planta está constituida por partes fundamentales las cuales le garantizan un periodo de vida y una adaptabilidad del medio en el que esta se desarrolla dentro de las partes principales de una planta se encuentran las siguientes partes:

- * Tallo: El tallo es la porción aérea de la planta que cumple diversas funciones, incluyendo proporcionar soporte y estructura al organismo, sosteniendo sus otros órganos vegetales aéreos, como las hojas y las flores.
- * Raíces: Las raíces son el primer órgano que las plantas desarrollan al germinar y podrían considerarse como uno de los más importantes, además de que permite el crecimiento de los pelos radicales que indican un buen desarrollo de las raíces.

*Hojas: Las hojas son una de las partes más distintivas de cualquier planta. A pesar de su amplia diversidad en formas, tamaños e incluso colores, se encuentran presentes en casi todas las plantas. Además, cumplen funciones vitales como la fotosíntesis, entre otras.

* Flor: La flor, siendo la parte más llamativa, desempeña un papel fundamental en el proceso de reproducción de la planta debido a que son capaces de producir semillas a través de la reproducción sexual.

14. Plantas consideradas para ser seleccionadas

Las plantas que fueron consideradas para poder ser seleccionadas se basaron en investigaciones previas, así como el equilibrio entre lo social, cultural, ambiental y económico de cada una de ellas.

Esto debido a que algunas especies de plantas que fueron consideradas no se encontraban cerca de la región por lo cual su traslado sería un impacto económico considerable, esto debido a que lo que se planea con este proyecto es evaluar si el método de remediación es accesible y de bajo costo.

Las plantas consideradas para poder llevar a cabo este proyecto fueron las siguientes: Jacinto de agua, planta paraguas y cuna de Moisés, como se describen y mencionan en la Tabla 16. Plantas perennes.

Tabla 16. Plantas consideradas.

Planta	Especie	Nombre científico	Temporada	Periodo de vida promedio	Precio por unidad
Jacinto de Agua	Acuática	<i>Eichhornia Crassipes</i>	Marzo a Julio	3 años	250 pesos
Planta paraguas	Acuática	<i>Cyperus Alternifolius</i>	Verano	5 años*	250 pesos

Cuna de Moisés	Terrestre (ambiente húmedo)	<i>Spathiphyllum Wallisii</i>	Primavera	2 años	50 pesos
----------------	-----------------------------	-------------------------------	-----------	--------	----------

Fuente: Elaboración propia.

En la Tabla 16, se muestran las plantas que fueron consideradas para la realización de este proyecto, y debido a que todas han demostrado ser un buen elemento para llevar a cabo la fitorremediación, y soportar los niveles de estrés a los que estas lleguen a estar sometidas.

14.1.1 Descripción de la planta seleccionada

Los aspectos que se deben considerar para que la especie logre a sobrevivir son los espacios son de suma importancia para así poder tener un buen crecimiento y desarrollo de la misma. Durante esta investigación se determinó que las plantas no necesariamente necesitan de un sustrato si no que deben tener un espacio apto para su óptimo desarrollo de las mismas.

a. *Spathiphyllum*

Mejor conocido como el lirio de paz o cuna de Moisés es originaria de México y América tropical, por lo que se dan bien en espacios calurosos y hasta húmedos. Por eso, requiere una gran cantidad de agua y un buen rayo de sol, aunque no precisamente directo. Su distribución abarca desde México hasta Brasil y se concentra en las islas del Pacífico.

La cuna de Moisés es una planta perenne o planta de floración continua herbácea con hojas grandes de 12 a 65 cm de largo, y 3 cm de ancho. Adicionalmente, florece. Sus brotes son largas flores blancas que suelen vivir mucho más tiempo del que duran otras, como se mencionan en la Tabla 17.

Tabla 17. Cuidados de la Cuna de Moisés

Condiciones	Especificaciones
-------------	------------------

Temperatura	15 a 25° C
Tierra	Húmeda
Cuidados de la flor	La tierra esté húmeda y a temperatura de 20°C
Agua	Tierra húmeda
Sol	No directamente
Sombra	Parcialmente

Fuente: Elaboración Propia.

14.1.2 Categorías taxonómicas

Es el nivel jerárquico en el que se clasifica científicamente la cuna de Moisés como se observa en la Tabla 18.

Tabla 18. Categoría taxonómica de la *Spathiphyllum wallisii*

Especie	<i>Spathiphyllum wallisii</i>
Nombre común	Lirio de la paz o cuna de Moisés
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Alismatales
Familia	Araceae
Subfamilia	Monsteroideae

Fuente: Elaboración propia.

14.1.3 Condiciones óptimas para su desarrollo y crecimiento

Para que las plantas seleccionadas se desarrollen de forma adecuada es importante tener en cuenta las condiciones climáticas, aunque estas sean capaces de desarrollarse y adaptarse al medio de forma rápida y adecuada ambas necesitan de

ciertas condiciones para un buen desarrollo de las mismas como bien ya se mencionó anteriormente.

Capítulo 2. Desarrollo Experimental

En este capítulo se describirán las actividades llevadas a cabo con la planta *Spathiphyllum wallisii* como actividad principal para la realización de esta tesis, esto debido a que la parte experimental se llevaría a cabo con la cuna de Moisés.

La selección de la planta *Spathiphyllum wallisii* como actividad principal en la obtención de la planta acuática a utilizar para la remoción del colorante azul de metileno en el agua, posteriormente se realizó la concentración de azul de metileno esto en seis concentraciones y dos volúmenes diferentes, esto para determinar la cantidad de porcentaje de azul de metileno que es capaz de remover esta planta, después de dejar la concentración en reposo por unos días se le fueron haciendo lecturas a las diferentes plantas para evaluar la curva de calibración que se lleguen a obtener, así como tener observaciones visuales sobre los cambios y afectaciones que esta planta pueda llegar a experimentar durante los días de contacto con la planta y el colorante respectivamente, asimismo de que una vez pasado ese lapso de tiempo se le harán una lectura final a las muestras para determinar cuánto es el porcentaje de remoción de cada una de las concentraciones y volúmenes con las que se trabajaron, asimismo de que se hará una evaluación visual sobre los cambios

y afectaciones que las plantas hayan sufrido, esto debido a que antes de que el colorante entrara en contacto se realizó una medición y una evaluación visual sobre los aspectos importantes de las plantas entre los cuales se encuentra la medición de hojas, flores y raíces, así como en la evaluación visual se determinó los aspectos físicos de las mismas, así como color, crecimiento radicular, aspectos de cada una de las flores de cada una de las muestras, según sea el caso.

Esta investigación se realizó partiendo de una problemática como lo es el colorante azul de metileno en el agua, así como sus afectaciones en el ambiente y en la salud humana, en base a esta problemática se buscó y se encontró que los principales generadores de la misma son la industria textil como una de las principales contaminantes, esto se determinó mediante el análisis de artículos científicos, libros, revistas y páginas web, partiendo de esta problemática se encontró como solución diversos tratamientos para remediar el agua entre los cuales se encuentran tratamientos químicos y físicos, la parte que va encaminado en este proyecto es determinar y proponer un tratamiento biológico mediante la utilización de la planta *Spathiphyllum wallisii* (Regel, 2004) para la determinación del nivel de remoción del colorante azul de metileno en el agua, así como evaluar las ventajas y desventajas de la implementación de este tratamiento, esto debido a que al tratarse de un tratamiento biológico se buscaba que fuera un tratamiento efectivo y factible debido a la época del año y a la adaptación, nivel de estrés a soportar y los niveles de colorantes o contaminantes que son capaces de remover.

Una vez seleccionada la planta se tuvo que caracterizar, esto con el fin de determinar el ambiente más apropiado para la realización de este proyecto, una vez determinados los parámetros para llevar a cabo este trabajo se desarrolló un diagrama de flujo como se observa en la Figura 5 con la finalidad de representar de manera concisa la parte de la metodología durante el proceso de investigación llevada a cabo durante la realización de este proyecto.

En la Figura 5, se muestra el diagrama y la descripción de las actividades realizadas, las cuales fueron parte fundamental para la realización de este proyecto.

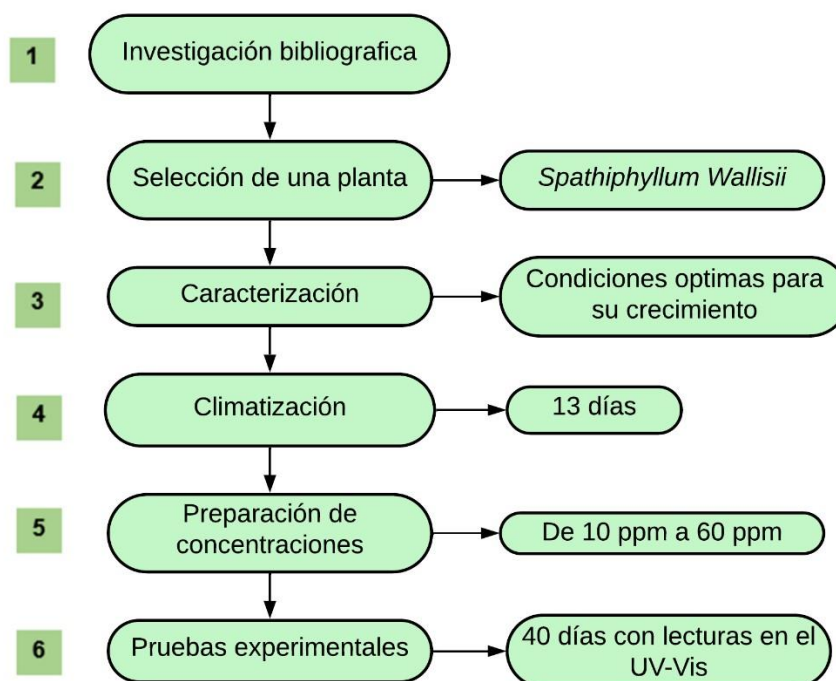


Figura 5. Diagrama de flujo de las actividades realizadas.

Fuente: Elaboración propia.

A continuación se mencionan y describen las actividades realizadas, referente a la Figura 5.

1. **Investigación bibliográfica:** La investigación bibliográfica fue una parte fundamental, una vez conocida la problemática que se pretendía resolver, la búsqueda de información sobre los diferentes tratamientos para agua residual fue una clave fundamental para considerar los aspectos que deben cumplir dichos tratamientos, la selección del tratamiento biológico para agua residual se basó en investigaciones previas, determinar las características que las plantas utilizadas en dichos tratamientos poseen así como la efectividad de los mismos.

- 2. Selección de la especie:** La selección de la planta no solo estuvo en consideración por la temporada del año, sino que es una planta de fácil adaptación al medio terrestre o acuático lo cual nos permitirá conocer también a fondo los niveles de estrés y adaptabilidad que tenga esta planta, esto debido a que diversos estudios han arrojado que las plantas ornamentales son capaces de adaptarse al medio al que estas sean sometidas por otra parte las plantas que son utilizadas y han sido estudiadas más a fondo para la remoción de colorantes u otros contaminantes como lo es el caso de la *Eichhornia crassipes* comúnmente también conocido como Jacinto de agua revela que normalmente las plantas utilizadas para remover contaminantes del agua residual se debe principalmente a la adaptabilidad de las mismas, niveles de estrés que llegan a soportar, la cantidad y características de sus raíces esto debido a que se utilizan aquellas plantas que tengan raíces fibrosas y en gran cantidad, esto sirvió como determinantes para la selección de la planta *Spathiphyllum wallisii*. Como bien se menciona en el diagrama en donde se observa mejor el proceso de búsqueda y selección de la planta.
- 3. Caracterización:** Una vez seleccionada la planta a utilizar (*Spathiphyllum wallisii*), se procedió a realizar la caracterización correspondiente, esta caracterización fue una base fundamental para poder buscar la localización más apta para salvaguardar las plantas una vez estas ya hayan sido contaminadas con el colorante, asimismo de que nos permitirá conocer más los cambios que las plantas lleguen a surgir y cuál es la razón principal de estos cambios.
- 4. Adaptación:** Una vez obtenidas las plantas estas fueron separadas de la tierra puesto que la selección de la planta también fue basada en si es capaz de sobrevivir al medio acuático, una vez que se determinó que era capaz de sobrevivir al estrés, la planta fue limpiada de sus raíces con abundante agua y evitando tocar demasiado las raíces para evitar que estas pudieran podrirse.

- 5. Preparación de concentraciones:** Como en este proyecto se planea evaluar el nivel de remoción de azul de metileno que es capaz de remover la planta *Spathiphyllum wallisii* se realizaron diferentes concentraciones de colorante azul, esto para poder determinar la cantidad que las plantas pueden soportar y a su vez remover el colorante. Esto se determinará durante la realización de seis concentraciones de colorante partiendo de 10 ppm a 60 ppm.
- 6. Pruebas experimentales:** Una vez se establecieron las concentraciones que se utilizarán para llevar a cabo la parte experimental en donde a las plantas se les tomaron cinco muestras de agua con el colorante para poder determinar su valor de absorbancia en una longitud de onda de 665 nm con ayuda de un espectrofotómetro de UV-Vis.

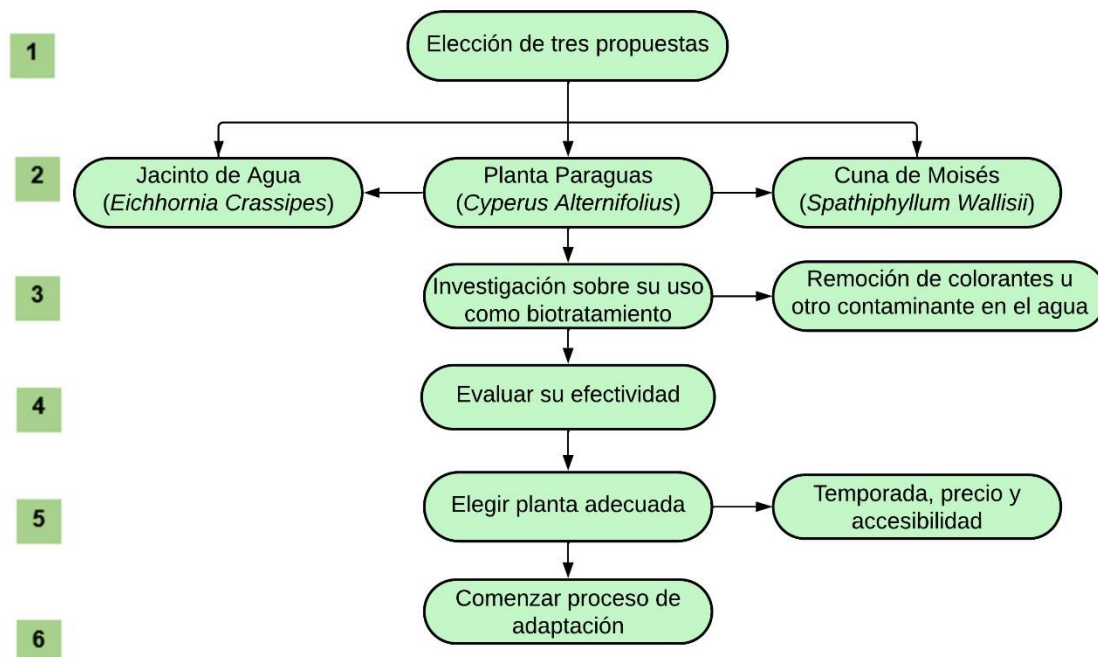


Figura 6. Diagrama de flujo sobre el proceso de selección de la planta.

Fuente: Elaboración propia.

A continuación, se mencionan y describen cada una de las actividades realizadas mencionadas en la Figura 6.

1. **Elección de tres propuestas:** Para poder seleccionar una planta que fuera apta para la realización de este proyecto se tuvieron que escoger tres propuestas de plantas que fueran aptas, este proceso fue una parte fundamental para poder tener más de una elección.
2. **Investigación sobre su uso como biotratamiento:** Los tratamientos biológicos ya son una nueva alternativa, por lo cual en esta actividad se debió buscar su aplicación en dichos tratamientos, su efectividad y que tan fácil es de conseguir, así como el precio en el mercado. Además de la búsqueda de su aplicación para remover contaminantes en el agua y la efectividad de estas.
3. **Elegir la planta adecuada:** Una vez realizada la investigación sobre las propuestas de las plantas se seleccionó la más adecuada para llevar a cabo la parte experimental, la planta se seleccionó en base a la adaptabilidad del medio, nivel de estrés que soportan, precio, accesibilidad y obtención de la misma, temporada del año, así como los contaminantes que remueven en el agua.
4. **Comenzar el proceso de adaptación:** El proceso de adaptación de la planta fue el mismo proceso como se menciona en la descripción de actividades de la Figura 5.

La adquisición de la planta fue la parte principal de este apartado, esto debido a que se necesitaban conseguir plantas que visualmente estuvieran sanas, que no tuvieran irregularidades, esto para poder evaluar visualmente la planta, antes, durante y después de estar en contacto con el colorante. La planta fue adquirida por un precio en el mercado de \$50.00 pesos mexicanos. A continuación, se mencionan y describen las actividades realizadas, mencionadas en la Figura 7.

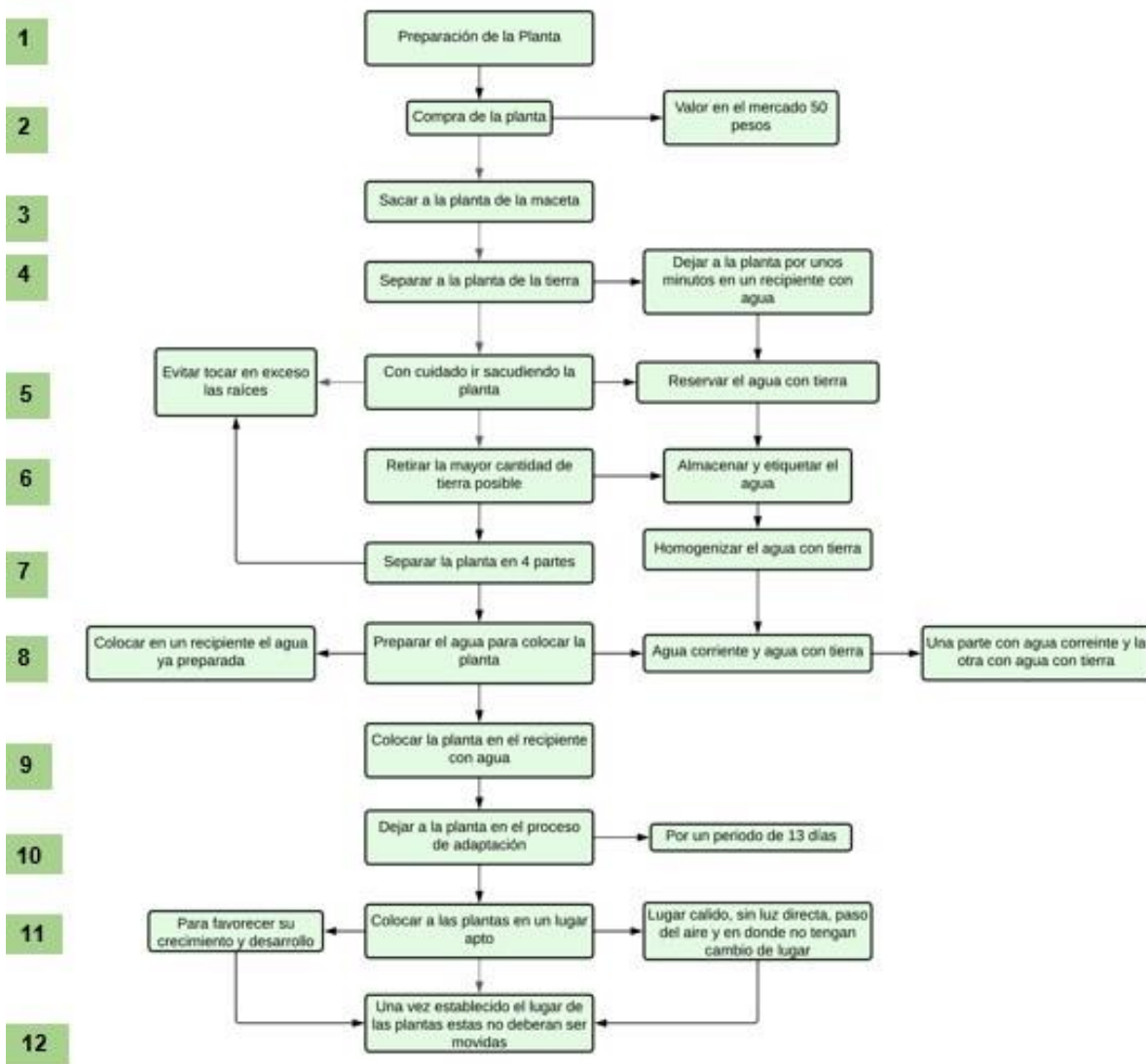


Figura 7. Diagrama de flujo de la selección, preparación y adaptación de la planta seleccionada para un volumen de 500 ml y 2L de agua.

Fuente: Elaboración propia.

1. **Retirar la tierra de las raíces:** La separación de las raíces se logró mediante a la misma se sacudió en un recipiente amplio para la obtención del exceso de tierra que esta poseía, esto se hizo con la finalidad de evitar tocar las raíces lo más que se pudiera.
2. **Separación de la planta:** La separación de la planta se logró con la manipulación de manera correcta y delicadamente para que de una planta se

obtuvieran hasta cuatro partes de esta, esto se logró para determinar si el tamaño de la muestra también influye en la remoción del colorante.

3. **Dejar a la planta en un recipiente con agua:** Una vez se logró la separación de la planta, estas fueron colocadas en recipientes con agua con la finalidad de retirar la tierra que no fue posible retirar al principio, también la colocación de las plantas en el agua es para comenzar el proceso de adaptación al medio acuático antes de que a estas se les implementara el colorante en las concentraciones correspondientes.
4. **Colocar las plantas en un lugar apto:** Una vez obtenidas las plantas separadas y en recipientes previamente etiquetadas estas fueron colocadas en un lugar apto para su crecimiento óptimo, así como ver la adaptabilidad a su nuevo medio.

Para la caracterización de la planta se tuvieron que consultar sitios web de botánica o en su defecto páginas web que hablen sobre los cuidados básicos de estas plantas, así como recomendaciones para un desarrollo y crecimiento adecuado. Las investigaciones sobre los cuidados y la obtención del proceso de la adaptación de la planta se consultaron por medio de estas fuentes de investigación esto debido a que al tratarse de una planta ornamental es una planta comercial por excelencia lo cual implica que su compra y cuidados básicos para un buen desarrollo de esta se encuentren en páginas en donde se pueda adquirir un ejemplar de la planta *Spathiphyllum wallisii*.

Para la caracterización de la planta se tomaron en cuenta los niveles de humedad que esta planta requiere cuando se encuentra plantada o colocada en macetas con tierra, las características físicas de las raíces de la planta tanto en tierra como en agua, la caracterización formo parte fundamental de la adaptación de la planta en el medio acuático esto debido a que para la adaptación la planta fue separada de la tierra y la limpieza de las raíces y preparación del medio como se menciona con anterioridad en el diagrama. A continuación, se describe mejor el proceso de

caracterización y adaptación de la planta al medio para las muestras cuyo volumen corresponden a 500 ml de agua en donde 250 ml de agua corresponden a agua corriente, mientras que el otro 250 ml de volumen corresponde a agua corriente con tierra.

1.

Inspección visual sobre el estado de la planta antes de la adaptabilidad

Se debe evaluar el aspecto visual de la planta antes de que esta sea separada de la tierra



Figura 8. Inspección visual de la planta.

La inspección visual de la planta se realizó para descartar cualquier anomalía en la planta como se muestra en la Figura 8.

2.

Inspección visual sobre el estado de las raíces

La inspección de las raíces es una parte fundamental para evaluar posibles cambios durante la realización de este proyecto



Figura 9. Evaluación visual de las raíces.

Como bien se menciona en el paso 1, la inspección visual de la planta era de suma importancia para determinar las condiciones en la que la planta se encontraba, así como una evaluación visual rápida sobre las condiciones de las raíces de la planta,

ya que estas necesitaban estar en buenas condiciones debido a que se serían un indicador principal sobre los cambios del colorante en la misma, como se muestra en la Figura 9.

3.

Separación de la tierra de las raíces

La separación y limpieza de las raíces se realizó para llevar el análisis y cambio de color de las mismas



Figura 10. Limpieza de las raíces
con abundante agua.

Para poder llevar a cabo el modelo experimental que se basó en los cultivos de hidroponía se necesitaba que las raíces estuvieran lo más limpias posibles, esto solo se consiguió limpiando las raíces con abundante agua ya que lo que se buscaba era limpiar las raíces, obtención de agua con tierra que sería resguardada y el evitar tocar las raíces lo más que se pudiera. Una vez retirada la tierra se determinó que la planta posee raíces fibrosas y de un tamaño considerable, asimismo de que la planta se encontraba en perfectas condiciones antes de empezar con el proceso de adaptación como se observa en la Figura 10.

4.

Obtención de las plantas
muestra de la planta madre

De cada planta madre se obtendrán
de 3 a 4 plantas con diferentes
tamaños



Figura 11. Obtención de las planta muestra.

Una vez limpiadas las raíces casi en su totalidad de una planta madre se llevo a cabo la separación de la misma de la cual de cada muestra madre se llegaron a obtener 3 o 6 plantas muestra aptas para la realización de este proyecto, esto se llevo a cabo con la finalidad de determinar si el tamaño, cantidad de hojas y flores juegan un papel importante en la remoción del colorante.

5.

Preparación del medio acuático

Se debio considerar que las plantas
necesitaban agua con tierra la cual
se obtuvo de la limpieza de las
mismas.



Figura 12. Muestra de la planta
con abundante agua.

Una vez limpias las raíces y obtenida el agua con tierra esta fue colocada en recipientes transparentes, esto con la intención de tener una mejor visualización de los posibles cambios de las raíces durante la elaboración de este proyecto, por otra, parte primero se coloco el agua con tierra y se dejo reposar hasta que la tierra se

sedimentara por completo para posteriormente colocar la planta, como se observa en la Figura 12.

6.

Adaptación de las plantas

Se dejaron a las plantas en proceso de adaptación por 13 días solo en agua con tierra



Figura 13. Plantas en proceso de adaptación.

Una vez que se obtuvieron todas las plantas necesarias para llevar a cabo este proceso de experimentación se dejaron en un proceso de adaptación por 13 días en el cual solo estuvieron en contacto con el agua con tierra, con un volumen de 250 ml de esta agua, como se muestra en la Figura 13.

7.

Medición de las plantas muestra

Antes de introducir el colorante a las plantas estas fueron medidas de cada hoja, flor y raíz más pequeña y grande para poder evaluar en futuras mediciones si las plantas presentaban crecimiento o deterioro ante la presencia del contaminante



Figura 14. Medición de las plantas con ayuda de un vernier.

En el ultimo día de adaptación se midieron todas las hojas, flores y raíces de cada una de las plantas muestra esto para determinar los parametros inicial de las mismas y así determinar si durante la elaboración de este proyecto las muestras presentaban algún tipo de crecimiento o algún tipo de muerte de las mismas, esto también se llevo a cabo debido a que algunas de las plantas muestras presentaban flores y hojas en crecimineto lo cual nos serviría como un determinante, la medición de cada planta fue llevada a cabo con ayuda de un vernier el cual es un instrumento de medida lineal con alta precisión, como se observa en la Figura 14.

8.

Introducción del colorante

Se realizaron concentraciones de colorante Azul de Metileno de 10 ppm a 60 ppm para cada una de las plantas las cuales despues fueron diluidas en un volumen de 500 ml de agua en donde 250 ml fue agua con tierra y 250 ml de agua corriente con colorante obteniendo así el volumen de 500 ml de agua en cada muestra



Figura 15. Agua con tierra y colorante.

Para las muestras de colorante azul de metileno se realizaron seis concentraciones diferentes con el mismo volumen final de 500 ml esto con el objetivo de identificar cuanto colorante es capaz de remover cada planta y ver la concentración con mayor indice de remoción. Una vez realizadas las disoluciones del colorante en 250 ml de agua corriente se agregaron a los 250 ml de agua con tierra, una vez agregado el colorante se dejo reposar el agua por unos 5 minutos para lograr que la tierra nuevamente se sedimentara y observar el color obtenido de cada una de las muestras, como se observa en la Figura 15.

9.

Medición de cada concentración

Pasados los días de reposo del colorante se realizaron lecturas de cada una de las muestras para la obtención de los datos correspondientes

Lectura 1-07-12-23			Observaciones
Spathiphyllum Wallisii 1	10 ppm	0.026	A simple vista las muestras de cada una de las plantas aparentaban no tener color en cuanto a las concentraciones 1-4 más sin embargo la concentración 2 mostro un valor elevado para la concentración de azul a la que se encuentra
Spathiphyllum Wallisii 2	20 ppm	0.068	
Spathiphyllum Wallisii 3	30 ppm	0.046	
Spathiphyllum Wallisii 4	40 ppm	0.075	
Spathiphyllum Wallisii 5	50 ppm	0.083	
Spathiphyllum Wallisii 6	60 ppm	0.095	

Figura 16. Ejemplo de tabla de medición.

Para medir los niveles de remoción del colorante de azul de metileno mediante este tratamiento biológico se deberán colocar cada una de las muestras en el espectrofotómetro de UV-Vis para las lecturas de cada muestra, así obteniendo los datos correspondientes y poder comenzar a evaluar la efectividad de la aplicación de este tratamiento biológico, como se observa en la Figura 16.

A continuación, se describe mejor el proceso de caracterización y adaptación de la planta al medio acuático con un volumen de 2L de agua.

1.

Inspección visual sobre el estado de la planta antes de la adaptabilidad

Se debe evaluar el aspecto visual de la planta antes de que esta sea separada de la tierra



Figura 17. Inspección visual de la planta.

La inspección visual de la planta se realizó para descartar cualquier anomalía en la planta como se muestra en la Figura 17.

2.

Inspección visual sobre el estado de las raíces

La inspección de las raíces es una parte fundamental para evaluar posibles cambios durante la realización de este proyecto



Figura 18. Evaluación visual de las raíces.

Como bien se menciona en el paso 1, la inspección visual de la planta era de suma importancia para determinar las condiciones en la que la planta se encontraba, así como una evaluación visual rápida sobre las condiciones de las raíces de la planta, ya que estas necesitaban estar en buenas condiciones debido a que se serían un indicador principal sobre los cambios del colorante en la misma, como se muestra en la Figura 18, por lo que después de realizar la inspección visual de las raíces se determino que estas se encontraban en buen estado.

3.

Separación de la tierra de las raíces

La separación y limpieza de las raíces se realizó para llevar el análisis y cambio de color de las mismas



Figura 19. Limpieza de las raíces

con abundante agua.

Para poder llevar a cabo el modelo experimental de hidroponia se necesitaba que las raíces estuvieran lo más limpias posibles, esto solo se consiguió limpiando las raíces con abundante agua ya que lo que se buscaba era limpiar las raíces por completo, evitando tocar en exceso las raíces. Una vez retirada la tierra por completo se determinó que la planta posee raíces fibrosas y de un tamaño

considerable, asimismo de que la planta se encontraba en perfectas condiciones antes de empezar con el proceso de adaptación como se observa en la Figura 19.

4.

Obtención de las plantas muestra de la planta madre

De cada planta madre se obtendrán de 3 a 4 plantas con diferentes tamaños



Figura 20. Inspección visual de las plantas muestra.

Una vez limpiadas las raíces casi en su totalidad de una planta madre se llevo a cabo la separación de la misma de la cual de cada muestra madre se llegaron a obtener 4 o 6 plantas muestras, de las cuales se seleccionaron las muestras más aptas para la realización de este proyecto, esto se llevo a cabo con la finalidad de determinar si el tamaño, cantidad de hojas y flores que juegan un papel importante en la remoción del colorante, como se observa en la Figura 20.

5.

Preparación del medio acuático

Se debio considerar que las plantas necesitaban agua con tierra la cual se obtuvo de la limpieza de las mismas.



Figura 21. Muestra de la planta con agua con tierra.

Una vez limpias las raíces y obtenida el agua con tierra esta fue colocada en recipientes transparentes, esto con la intención de tener una mejor visualización de

los posibles cambios de las raíces durante la elaboración de este proyecto, por otra, parte primero se colocó el agua con tierra y se dejó reposar hasta que la tierra se sedimentara por completo para posteriormente colocar la planta, como se observa en la Figura 21.

6.

Adaptación de las plantas

Se dejaron a las plantas en proceso de adaptación por 13 días solo en agua con tierra



Figura 22. Plantas en el proceso de adaptación.

Una vez que se obtuvieron todas las plantas necesarias para llevar a cabo este proceso de experimentación se dejaron en un proceso de adaptación por 13 días en el cual solo estuvieron en contacto con el agua con tierra, con un volumen de 1 L de esta agua, como se muestra en la figura 22.

7.

Medición de las plantas muestra

Antes de introducir el colorante a las plantas estas fueron medidas de cada hoja, flor y raíz más pequeña y grande para poder evaluar en futuras mediciones si las plantas presentaban crecimiento o deterioro ante la presencia del contaminante



Figura 23. Medición de las plantas con un vernier.

En el ultimo día de adaptación se midieron todas las hojas, flores y raíces de cada una de las plantas muestra esto para determinar los parametros inicial de las mismas y así determinar si durante la elaboración de este proyecto las muestras presentaban algún tipo de crecimiento o algún tipo de muerte de las mismas, esto también se llevo a cabo debido a que algunas de las plantas muestras presentaban flores y hojas en crecimineto lo cual nos serviría como un determinante, como se observa en la Figura 23.

8.

Introducción del colorante

Se realizaron concentraciones de colorante Azul de Metileno de 10 a 60 ppm para cada una de las plantas, las cuales despues fueron diluidas en un volumen de 2L de agua corriente obteniendo así el volumen deseado



Figura 24. Agua con el colorante.

Para las muestras de colorante azul de metileno se realizaron seis concentraciones diferentes con el mismo volumen final de 2 L esto con el objetivo de identificar cuanto colorante es capaz de remover cada planta y ver la concentración con mayor indice de remoción como se observa en la Figura 24.

9.

Medición de cada concentración

Pasados los días de reposo del colorante se realizaron lecturas de cada una de las muestras para la obtención de los datos correspondientes

Lectura 1-07-12-23			Observaciones
Spathiphyllum Wallisii 1	10 ppm	0.026	A simple vista las muestras de cada una de las plantas aparentaban no tener color en cuanto a las conncetraciones 1-4 más sin embargo la concentración 2 mostro un valor elevado para la concentración de azul a la que se encuentra
Spathiphyllum Wallisii 2	20 ppm	0.068	
Spathiphyllum Wallisii 3	30 ppm	0.046	
Spathiphyllum Wallisii 4	40 ppm	0.075	
Spathiphyllum Wallisii 5	50 ppm	0.083	
Spathiphyllum Wallisii 6	60 ppm	0.095	

Figura 25. Tabla de medición.

Para medir los niveles de remoción del colorante de azul de metileno mediante este tratamiento biológico se deberán colocar cada una de las muestras en el espectrofotómetro de UV-Vis para las lecturas de cada muestra, así obteniendo los datos correspondientes y poder comenzar a evaluar la efectividad de la aplicación de este tratamiento biológico, como se observa en la Figura 25.

Capítulo 3. Resultados y Discusión.

En este capítulo, se presentan los resultados del desarrollo experimental de la fitorremediación realizada con las cunas de moisés y el colorante azul de metileno, en dos periodos otoño-invierno e invierno- primavera y se comenzó con la identificación de cada una de las plantas y se obtienen las condiciones iniciales del experimento además de registrar las observaciones del proceso de adaptación para cada periodo que duró 13 días, después a las plantas se colocó el colorante en un periodo de 65 días, pero se extrajeron muestras del agua en diferentes periodos del contacto para ser analizadas y determinar el porcentaje de remoción del colorante. También se registró, el cambio de volumen al transcurrir el tiempo de contacto y se muestra la evidencia fotográfica del proceso invernal y primaveral en base al cronograma de la Tabla 19 y 20. En la tabla 19, se describen las actividades realizadas en la primera fase experimental (periodo otoño- invierno) donde las

plantas se colocaron con un volumen de 500 ml de solución contaminante con el colorante. Se inició con adquisición de la planta, su limpieza, su separación e inspección visual inicial en el laboratorio, seguida de su aclimatación, inspección visual en agua y superficial, la preparación de soluciones con el colorante y el inicio de contacto, la toma de muestras, la obtención de la curva de calibración e inspección visual de plantas después de varios periodos de tiempo de contacto y el termino del experimento con el último muestreo e inspección visual.

Tabla 19. Cronograma de actividades, muestras con un volumen de 500 ml.

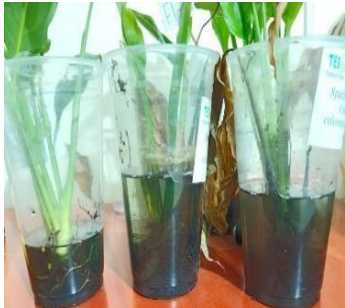
Cronograma de Actividades			
Día	Actividad Realizada	Observaciones	Evidencia Fotografía
10 de Noviembre 2023	Adquisición de planta y separación	Una vez adquirida la planta, se dividió y se lograron a obtener de 3 a 4 muestras aptas para la realización de este proyecto.	 Figura 26. Planta ya separada.
11 Noviembre 2023	Limpieza de la planta y cambio a medio acuático	Algunas plantas venían con pequeños brotes tanto de hojas como de flores, de la planta principal se logró una separación de la misma de manera exitosa, en esta parte experimental se lograron obtener plantas aptas para la experimentación, así como la obtención de pequeños brotes que se dejaron crecer en agua.	 Figura 27. Separación de la planta de la tierra.

12 Noviembre 2023	Observación visual de las raíces en agua	Las raíces comenzaron a ser más claras esto debido a que ya fueron desprendiendo más la tierra de las raíces	 Figura 28.Observación de las raíces en el agua.
13 Noviembre 2023	Conteo, y revisión de hojas, flores y raíces en superficie	Las plantas después de haber estado 3 días en el agua fueron sacadas para el conteo y revisión de las raíces, esto para determinar las condiciones en las que empezaron, cómo evolucionan y como culminan la parte experimental cada una de las plantas utilizadas, así como determinar si durante la parte experimental hay algún crecimiento	 Figura 29.Conteo inicial de las raíces.
17 Noviembre 2023	Inspección visual de las hojas y raíces de las plantas	Las plantas seguían conservando su color y textura	 Figura 30.Inspección visual.

22 Noviembre 2023	Revisión visual sobre el estado de cada una de las plantas	Se realizó para determinar si durante el proceso de adaptación las plantas en cuanto a raíces habían cambiado, determinando que en 2 de las plantas comenzaba a mostrar un crecimiento reticular, en cuanto a hojas y flores de todas las plantas mostraban un estado sano	 Figura 31. Inspección visual de cada muestra.
28 Noviembre 2023	Observación en cuanto a cambio de color de las hojas	Algunas de las plantas comenzaron a demostrar un color amarillento en las hojas y una planta presentó un cambio en una de las flores que presenta	 Figura 32. Inspección visual en las hojas.
01 Diciembre 2023	Preparación de concentraciones de colorante Azul de Metileno	En esta parte experimental se llevaron a cabo las concentraciones de colorante azul de metileno correspondientemente para cada una de las plantas a utilizar	 Figura 33. Preparación de las muestras.

04 Diciembre 2023	Inicio de contacto del colorante con las plantas	En esta parte del desarrollo experimental las concentraciones del colorante azul de metileno fueron suministradas a las plantas en donde antes de suministrar el colorante se sacó a la planta del agua y una vez suministrada la concentración se dejó en reposo por 10 minutos para lograr una mezcla homogénea y una vez pasado los 10 minutos la planta ya fue colocada en el agua nuevamente y es cuando comienza el proceso de observación ya con el colorante suministrado	 Figura 34. Suministro de colorante.
07,18,25 Diciembre 2023	Obtención de muestras de agua y medición de absorbancias	Se obtuvieron muestras de las plantas, estas se analizaron en el UV-Vis en celdas de cuarzo para la medición de longitud de onda de 665 nm en cada muestra de agua con color	 Figura 35. Medición de absorbancias.
11 Diciembre 2023	Observación visual de las plantas	Todas las plantas se analizaron visualmente y se determinó que en su mayoría las hojas y flores perdieron firmeza y comenzaron a mostrar un color amarillo o en su defecto café	 Figura 36. Observación visual.

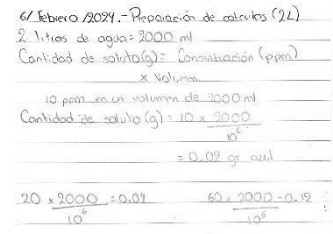
14 Diciembre 2023	Inspección visual de las raíces	Las plantas comenzaron a tener un crecimiento reticular no muy notorio	 Figura 37. Inspección visual de las raíces.
22 Diciembre 2023	Medición de las raíces y hojas de la planta fuera del agua	Medición de cada muestra, esto porque sería la segunda medición que se tomaría en cuenta para la comparación de crecimiento de cada una de las muestras	 Figura 38. Segunda medición.
31 Diciembre 2023	Inspección visual de las plantas y raíces	Las plantas ya mostraban hojas y flores marchitas, algunas de las muestras aún comenzaban a perder color en las flores y raíces más cercanas a las raíces	 Figura 39. Inspección visual de las plantas.

03 y 13 de Enero 2024	Obtención de muestras	Se tomaron 10 ml de muestra de cada planta y en las celdas de cuarzo se depositaron 5 ml de cada muestra	 Figura 40. Toma de muestras.
04 y 14 de Enero 2024	Últimos análisis de las muestras de agua con color por tiempo de contacto	Se realizó la última medición de cada una de las plantas correspondientes, a excepción de las raíces, puesto que estas al ya estar en el agua y en contacto con el colorante estas eran difíciles de contar una por una por lo que se procedió únicamente a medir la raíz más pequeña y más grande, puesto que estas aun eran visibles a simple vista	 Figura 41. Última medición.
14 Enero 2024	Medición del volumen final del agua con color	El proyecto se inició con un volumen inicial de 500 ml de agua, durante la elaboración y desarrollo del proyecto las plantas absorbieron el agua, además se consideró el volumen obtenido para todas y cada una de las muestras, debido al análisis visual se observó una disminución de la misma, por lo cual se hizo esta medición para determinar el volumen perdido.	 Figura 42. Medición final de los volúmenes.

En la Tabla 20, se presenta el cronograma de actividades del periodo invierno-primavera, es decir, las realizadas de febrero a mayo del 2024, con un volumen de 2L de agua con azul de metileno. Se adquirieron nuevas plantas, las cuales se aclimataron por 13 días y se les añadió nutrientes cinco días antes de iniciar el contacto, además, se hicieron los para cálculos ajustar a 2 litros la concentración al incremento de temperaturas ambiental (18 - 28°C), se anotaron las observaciones y descripción de cambios, la medición de pH y se adicionó el colorante en concentraciones de 10 -60 ppm, se toman de muestras de agua en diferentes

tiempos de contacto y se describen los cambios de tamaño de la planta, el cambio de volumen y la obtención de muestras para su análisis y cálculos de remoción.

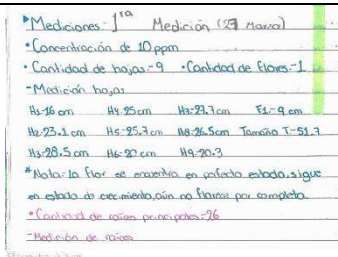
Tabla 20. Cronograma de actividades para plantas muestras con un volumen de 2L.

Cronograma de Actividades			
Día	Actividad Realizada	Observaciones	Evidencia Fotográfica
02 de Febrero 2024	Adquisición de las plantas a utilizar	Se adquirieron dos ejemplares de la planta <i>Spathiphyllum wallisii</i> con abundantes hojas y de un buen tamaño.	 Figura 43. Adquisición de las plantas.
06 de Febrero 2024	Realización de cálculos para preparación de soluciones en 2L de agua	Se realizaron los cálculos correspondientes para 2 litros de agua en diferentes concentraciones de azul de metileno de 10 a 60 ppm correspondientemente.	 Figura 47. Hoja de cálculos.
07 de Febrero 2024	Preparación de soluciones para dos litros de agua de azul de metileno	Se llevó a cabo la preparación de soluciones de colorante azul de metileno de 10 a 60 ppm respectivamente.	 Figura 48. Material de laboratorio.

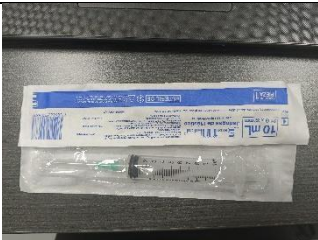
12 de Febrero 2024	Separación de las plantas y realización de la primera medición	Una vez pasados 10 días, en el que las plantas fueron separadas de la tierra y separadas para la obtención de muestras, y cada muestra fue medida respectivamente.	 Figura 49. Plantas separadas.
Del 12 al 26 de Febrero 2024	Proceso de primera climatización de las plantas de medio terrestre a acuático	Una vez que las plantas fueron divididas en la obtención de muestras, estas comenzaron el proceso de climatización en el agua por días en un litro de agua.	 Figura 50. Proceso de climatización.
27 de Febrero 2024	Adición de fertilizante	A la mitad de las plantas muestra a utilizar se les añadió fertilizante, esto con la finalidad de determinar si durante el proceso de biotratamiento las plantas pueden y son capaces de ser alimentadas.	 Figura 51. Preparación de fertilizante.

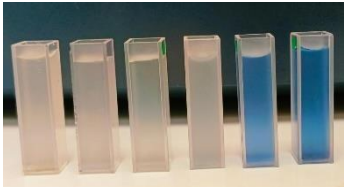
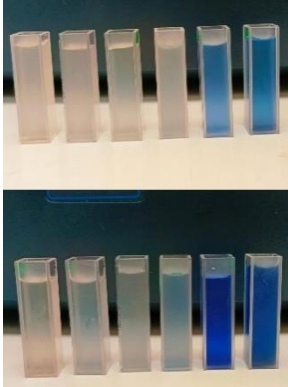
Del 28 al 29 de Febrero 2024	Observación visual de las muestras	Se llevó a cabo una observación visual considerable de las plantas que fueron expuestas al fertilizante.	 Figura 52. Observación de muestras con fertilizante.
Del 1 al 6 de Marzo 2024	Se observaron los primeros cambios en las hojas de las plantas con fertilizante	Durante los primeros días del mes de Marzo las plantas mostraron un cambio de color considerable pese a estar en las mismas condiciones que las demás muestras.	 Figura 53. Cambios en las hojas.
Del 7 al 10 de Marzo	Observaciones a las plantas con fertilizantes	Las observaciones se terminaron el día 11 de Marzo, esto debido a que las plantas no mostraron mejoría alguna, y se llegó a la conclusión de que el cambio de color y la pérdida de firmeza de alguna de las muestras se debida principalmente a la adición de fertilizante.	 Figura 54. Plantas afectadas por el fertilizante.

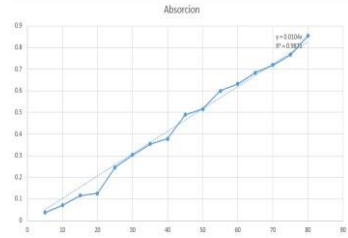
12 de Marzo 2024	Se volvieron a lavar las plantas	Las plantas que tenían fertilizante.	 Figura 55. Plantas muestra.
11 de Marzo 2024	Medición del pH	Se tomó la lectura de pH correspondiente en las plantas que fueron sometidas a fertilizante para determinar su nivel de pH y determinar si este cambio con respecto a la adición del fertilizante correspondiente.	 Figura 56. Tiras de pH.
22 de Marzo 2024	Adición del colorante a las plantas muestra	Una vez terminados los días de climatización de las plantas a estas se les agrego 1 litro de agua con el colorante azul de metileno correspondiente para obtener un volumen final de 2L en cada una de las muestras.	 Figura 57. Volumen inicial de las muestras.

26 de Marzo 2024	Observaciones visuales	Las observaciones se realizaron principalmente a las raíces, esto para determinar si las plantas mostraban algún cambio en las mismas, ya sea cambio de color o algún otro aspecto a considerar.	 Figura 58. Primera observación visual.
27 de Marzo 2024	Primera toma de medidas	Se tomaron medidas de hojas, raíces para determinar el intervalo de crecimiento de cada muestra.	 Figura 59. Mediciones de plantas muestras.
Del 28 al 31 de Marzo 2024	Observaciones visuales en raíces	Las observaciones se realizaron principalmente a las raíces, esto para determinar si las plantas mostraban algún cambio en las mismas, ya sea cambio de color o algún otro aspecto a considerar.	 Figura 60. Observación de las raíces.

Del 1 al 8 de Abril 2024	Observaciones visuales en la hojas de las plantas	Se realizaron las inspecciones visuales correspondientes en cada una de las muestras para determinar si había un daño alguno.	 Figura 61.Segunda observación visual de muestras.
1 de Abril 2024	Primera toma de muestra	Se obtuvieron los primeros 10 ml de muestra de cada planta, después de once días de contacto con el colorante, para su lectura correspondiente.	 Figura 62.Primera toma de muestras de agua.
7 de Abril 2024	Comparación de volúmenes perdidos mediante evaluación visual	Al inicio de la colocación de las plantas en un volumen de 2L de la fecha correspondiente al 22 de Marzo 2024 las plantas no mostraban disminución de volumen hasta la primera semana de Abril, el 08 de Abril se hizo la comparativa visual de la pérdida de volumen de las plantas muestras con concentraciones de 50 y 60 ppm y se determinó que había una pérdida de volumen critica pasado solamente 19 días.	 Figura 63.Observación visual de pérdida de volumen.

8 de Abril 2024	Segunda toma de medidas y segunda toma de muestras	Se tomaron medidas de hojas, raíces para determinar el intervalo de crecimiento de cada muestra. La segunda toma de muestras de agua se realizó después de 17 días de contacto de la planta y el colorante.	 Figura 64.Segunda toma de medidas muestras.
09 de Abril 2024	Análisis de pérdida de agua en las muestras	Para determinar si las plantas estaban absorbiendo el agua o esta se estaba evaporando de acuerdo al clima constante con una temperatura de 23° C se colocó un recipiente de agua solamente para determinar si el agua era aprovechada por las plantas o esta se evaporaba.	 Figura 65.Ubicación de las plantas de acuerdo a su caracterización.
1, 8, 15,22 y 29 de Abril 2024	Toma de muestras de agua	Se tomaron 10 ml de agua de cada una de las planta muestra en las cuales se etiquetaron y se resguardaron para su lectura correspondiente en el UV-Vis.	 Figura 66.Muestras de agua.

26 de Abril 2024	Segunda medición de volúmenes	De acuerdo a que las plantas presentaron una disminución de volumen a comparación del volumen inicial se hizo una toma de volumen después de 35 días después de haber colocado a las plantas en contacto con el colorante, para determinar con exactitud la pérdida de volumen que tuvo cada planta.	 Figura 67. Inspección de pérdida de volumen.
1 y 6 de Mayo 2024	Toma de muestras de agua	Se tomaron 10 ml de agua de cada una de las planta muestra en las cuales se etiquetaron y se resguardaron para su lectura correspondiente en el UV-Vis.	 Figura 68. Toma de muestras de agua de Mayo.
13 de Mayo 2024	Última medición de las plantas y última medición de volumen final	Se realizaron las últimas mediciones de cada una de las plantas para determinar los cambios físicos finales de cada planta, así como el volumen final para determinar la pérdida de agua en cada planta muestra	 Figura 69. Última medición de las plantas.
16 de Mayo 2024	Comparación de muestras	Se obtuvo el registro de cada una de las 48 muestras obtenidas e interpretando cada resultado y valor obtenida de cada una.	 Figura 70. Comparación de muestras.

2024	Curva de calibración	Se realizó la curva de calibración para poder obtener un intervalo en la remoción de azul de metileno.	 Figura 71. Curva de calibración.
------	----------------------	--	---

A continuación en la Figura 72, se observan las muestras de la primera planta adquirida, esta fue limpiada, separada y colocada en el medio acuático; se obtuvieron seis plantas aptas para el desarrollo experimental. Para el proceso experimental, se utilizaron recipientes de vidrio, que permiten observar la remoción del colorante de azul de metileno en los diferentes tiempos de contacto.



Figura 72. Proceso de adaptación de las muestras en el lugar asignado.

Para la caracterización de las plantas se utiliza un número de identificación para su codificación y se describe el número y tamaño de hojas, el tamaño y número de las raíces, además de describir tonalidad de las hojas desde la separación hasta que finaliza el experimento.

En la Tabla 21, se presentan los resultados experimentales de la primera etapa utilizando un volumen de 500 ml de agua de la planta #1A. Esta planta tiene 6 hojas verdes, una flor y 20 raíces, con un tamaño de 53.9 cm incluyendo a la raíz.

21	#1A			
Identificación	Tamaño de la planta sin raíz (cm)	Tamaño de la planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #1A	36.9	53.9	6	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 11 Hoja 2: 6.8 Hoja 3: 14.5 Hoja 4: 11.9 Hoja 5: 17 Hoja 6: 15.7	20	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	17	0.6	Flor 1: 11.7	

Figura 73. Planta muestra #1A, con un volumen de 500 ml.

En la Tabla 22, se muestra el resultado de la caracterización de la planta #2A, a un volumen de 500 ml, esta tiene 11 hojas, tres flores y 30 raíces desde 1.9 a 23.2cm.

Identificación	Tamaño de la planta sin raíz (cm)	Tamaño de la planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #2A	49.4	72.6	11	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 5.2 Hoja 2: 9 Hoja 3: 11.5 Hoja 4: 2.1 Hoja 5: 15.1 Hoja 6: 10.8 Hoja 7: 11.2 Hoja 8: 10.3 Hoja 9: 20.1 Hoja 10: 11.1 Hoja 11: 20	30	3	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	23.2	1.9	Flor 1: 15.3 Flor 2: 13.4 Flor 3: 6.4	

Figura 74. Planta muestra #2A, a un volumen de 500 ml.

En la Tabla 23, se observa la descripción de la planta número #3A, a un volumen de 500 ml, esta planta tiene ocho hojas verdes, y 5 flores blancas que oscilan entre los 2-13 cm como se observa en la Figura 75.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #3A	48.2	78.2	8	 Figura 75.Planta muestra #3A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 6 Hoja 2: 5.5 Hoja 3: 9.3 Hoja 4: 4.8 Hoja 5: 5.5 Hoja 6: 15.1 Hoja 7: 11.9 Hoja 8: 20	22	5	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	30	0.5	Flor 1: 8 Flor 2: 2 Flor 3: 8.7 Flor 4: 10.3 Flor 5: 13	

En la Tabla 24, se muestran las características de la planta #4A, a un volumen de 500 ml, esta tiene nueve hojas de diferente tamaño (4.8-15.1 cm), no tiene ninguna flor, no presenta brotes, la raíz más grande es de 30 cm y la más pequeña tiene un tamaño de 0.5 cm como se observa en la Figura 76.

Identificación	Tamaño de la planta sin raíz (cm)	Tamaño de la planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #4A	33.4	50.4	9	 Figura 76.Planta muestra #4A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 15.9 Hoja 2: 19.9 Hoja 3:17.7 Hoja 4: 15 Hoja 5: 18 Hoja 6: 16.3 Hoja 7:20.6 Hoja 8:16.6 Hoja 9:19	20	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	17	0.6	Nulo	

En la Tabla 25, se muestra las características de la planta #5A en un volumen de 500 ml, esta tiene 7 hojas verdes con 2 flores y 26 raíces como se observa en la Figura 77.

Tabla 25.Caracterización de la planta #5A, con un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #5A	34.8	60.7	7	 Figura 77.Planta muestra #5A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 19 Hoja 2: 13.8 Hoja 3: 18 Hoja 4: 17.7 Hoja 5: 13.6 Hoja 6: 19 Hoja 7:3.9	26	2	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	25.9	0.8	Flor 1:10.8 Flor 2:11.6	

En la Tabla 26, se muestran las características de la planta #6A, la cual tiene seis hojas verdes, no tiene flores y con 18 raíces como se observa en la Figura 78.

Tabla 26. Caracterización de la planta #6A, con un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #6A	27.5	48.5	6	 Figura 78. Planta muestra #6A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 10 Hoja 2: 14 Hoja 3: 13.6 Hoja 4: 11.6 Hoja 5: 16 Hoja 6: 12.7	18	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	21	0.4	Nulo	

A continuación, se presentan las Tablas (27-32) de resultados de la segunda inspección visual de las plantas, esta se realizó, el día 22 de diciembre del 2023. En la Tabla 27, se muestra los cambios que sufrió la planta #1A después de 18 días de contacto con el colorante a una concentración de 10 ppm en un volumen de 500 ml. La flor comienza a tener una disminución en su tamaño, debido a la presencia del colorante y se observa al colorante en sus raíces, como se muestra en la Figura 79.

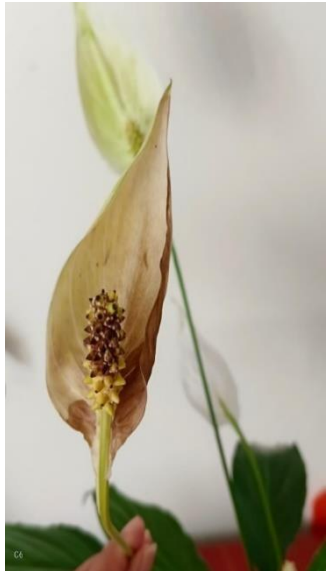
27. Segunda inspección visual de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm y un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #1A	34.3	50.8	6	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 10.4 Hoja 2: 6.8 Hoja 3: 13.9 Hoja 4: 11.5 Hoja 5: 17.5 Hoja 6: 15.2	16	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	6.5	0.8	F1: 10.3	

Figura 79. Muestra de 10 ppm a un volumen de 500 ml.

En la Tabla 28, se hace una descripción de la planta #2A, después de 18 días de contacto con el azul de metileno a una concentración de 20 ppm, siendo el cambio más significativo la muerte de la flor como se muestra en la Figura 80.

28.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm y un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #2A	49.6	71.2	11	 Figura 80.Segunda inspección de la muestra 20 ppm a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 4.9 Hoja 2: 8.4 Hoja 3:10.7 Hoja 4: 1.8 Hoja 5: 14.7 Hoja 6: 11 Hoja 7: 11.2 Hoja 8: 9.9 Hoja 9: 19.6 Hoja 10: 11 Hoja 11: 21	30	3	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	21.6	1.7	Flor 1: 15.5 Flor 2: 13.5 Flor 3: 6.5	

En la Tabla 29, se muestra la caracterización de la planta #3A con una concentración de 30 ppm, después de 18 días de contacto con el colorante, esta planta no muestra cambio alguno en comparación de la primera inspección realizada como se muestra en la Figura 81.

29. Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm en un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #3A	48.4	67.8	8	 Figura 81. Segunda inspección de la muestra a 30 ppm en 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 6.2 Hoja 2: 5.7 Hoja 3: 9.4 Hoja 4: 4.8 Hoja 5: 5.5 Hoja 6: 15.1 Hoja 7: 12 Hoja 8: 20	22	5	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	19.4	0.5	Flor 1: 8 Flor 2: 2 Flor 3: 8.9 Flor 4: 9.9 Flor 5: 13.2	

En la Tabla 30, se muestra a la planta #4A después de 18 días de contacto con el colorante a una concentración de 40 ppm, la planta comenzó a mostrar cambios significativos en tres de sus hojas a comparación de la inspección inicial realizada, puesto que ya comenzaba a mostrar pigmentación amarilla en sus hojas y comenzó a perder firmeza en dos de sus hojas como se observa en la Figura 82.

30. Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno a una concentración de 40 ppm, en un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #4A	33.4	49.9	9	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 14.4 Hoja 2: 19 Hoja 3: 17.7 Hoja 4: 13 Hoja 5: 18.2 Hoja 6: 16.3 Hoja 7: 20.4 Hoja 8: 16.8 Hoja 9: 19.1	20	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	16.5	0.2	Nulo	

Figura 82. Segunda inspección de la muestra a 40 ppm en 500 ml.

En la Tabla 31, se muestra la inspección visual de la planta #5A, con una concentración de 50 ppm durante 18 días. Esta planta mostró un cambio considerable en una de sus flores, pues esta ya estaba marchita como se observa en la Figura 83.

31. Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm, en un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #5A	35	60.9	7	 Figura 83.Segunda inspección de la muestra a 50 ppm en 500 ml.
	Tamaño de cada hoja	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 19.2 Hoja 2: 14.2 Hoja 3: 18.1 Hoja 4: 17.9 Hoja 5: 13.8 Hoja 6: 19.1 Hoja 7:4.1	26	2	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	25.9	1	Flor 1: 10.8 Flor 2: 11.7	

En la Tabla 32, se puede observar las mediciones de la planta #6A, a la cual se le añadió una concentración de 60 ppm (ver figura 84). Esta planta presenta mayor concentración de colorante, en esta segunda medición no mostraba cambio alguno, pues todas sus hojas aún mantenían su color verde característico y su firmeza.

32.Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm, en un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #6A	27.5	48.2	6	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 10.1 Hoja 2: 14 Hoja 3:13.7 Hoja 4: 11.6 Hoja 5: 16 Hoja 6: 12.8	18	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	20.7	0.4	Nulo	

Figura 84.Segunda inspección de la muestra a 60 ppm en 500 ml.

De la tabla 33 a la 38 se muestran los resultados de la inspección visual final de cada una de las plantas. En la Tabla 33, se pueden observar los datos obtenidos de esta inspección, aquí la flor de esta planta está completamente marchita, las hojas seguían conservando su firmeza y las raíces no presentaron pigmentación alguna, como se muestra en la Figura 85.

33.Inspección visual final después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm a un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #1A	31	31	6	 Figura 85. Medición final de la planta #1A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 10 Hoja 2: 10.1 Hoja 3: 14 Hoja 4: 11.7 Hoja 5: 17.2 Hoja 6: 15.3	-	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	15.8	0.9	Flor 1: 10.2	

En la Tabla 34, se observa la última inspección realizada a la planta #2A, en la cual se puede observar que una de las flores se marchitó por completo, mientras que otra de las flores ya comenzó a presentar un color café (ver Figura 86).

34. Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm a un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #2A	44.7	44.7	11	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 5 Hoja 2: 8.1 Hoja 3: 11.6 Hoja 4: 2.1 Hoja 5: 14.8 Hoja 6: 10.9 Hoja 7: 11.4 Hoja 8: 10.1 Hoja 9: 19.4 Hoja 10: 11.1 Hoja 11: 20.7	-	3	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	16.1	0.7	Flor 1: 15.5 Flor 2: 7.3 Flor 3: 6.7	

Figura 86. Medición final de la planta #2A, a un volumen de 500 ml.

En la Tabla 35, se observa los cambios que sufrió la planta #3A, aquí una de las flores se murió y las demás flores se marchitaron por completo, una hoja se murió y otra se marchito como se muestra en la Figura 87.

35. Última inspección visual después de 40 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm a un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
----------------	--------------------------------	--------------------------------	------------------------	------------

Planta #3A	48.9	48.9	8	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 5.9 Hoja 2: 5.5 Hoja 3: 9.4 Hoja 4: 5.7 Hoja 5: 5.9 Hoja 6: 15.4 Hoja 7: 12 Hoja 8: 20.2	-	4*	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	17.4	0.4	Flor 1: 9.1 Flor 2: 2.3 Flor 3: 13.4 Flor 4: 9.7 Flor 5: ---	

Figura 87. Medición final de la planta #3A, a un volumen de 500 ml.

En la Tabla 36, se observan los cambios sufridos por la planta #4A, aquí se observa que dos de sus hojas se marchitaron por completo como se observa en la Figura 88.

36 azul de metileno con una concentración de 40 ppm a un volumen de 500 ml.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #4A	35.2	35.2	9	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 13.4 Hoja 2: 11.5 Hoja 3: 14.5 Hoja 4: 12.9 Hoja 5: 18.9 Hoja 6: 17 Hoja 7: 21.4 Hoja 8: 17.5 Hoja 9: 19.8	-	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	15.9	0.6	Nulo	

Figura 88. Medición final de la planta #4A, a un volumen de 500 ml.

En la Tabla 37, se muestra los cambios sufridos por la planta #5A, esta planta fue una de las más afectadas, dos de sus hojas y las dos flores se marchitaron por completo como se puede observar en la Figura 89.

37 azul de metileno con una concentración de 50 ppm.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #5A	33.6	33.6	4	 Figura 89.Medición final de la planta #5A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 13.6 Hoja 2:14.4 Hoja 3: 17.6 Hoja 4: 13.9 Hoja 5: 16.5 Hoja 6: 14.5 Hoja 7:4	-	2	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	19.9	0.6	Flor 1:9.1 Flor 2: 8.9	

En la Tabla 38, se presentan los cambios de planta #6A, a pesar de ser una de las plantas con mayor concentración en un volumen de 500 ml, fue la que menos daños presentó a comparación de las otras plantas, esto podría deberse a su tamaño y a la forma en la que esta podría haber sufrido su proceso de adaptación, ver Figura 90.

38 azul de metileno con una concentración de 60 ppm.

Identificación	Tamaño de dimensión de planta sin raíz (cm)	Tamaño de dimensión de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #6A	28.2	28.2	6	 Figura 90.Medición final de la planta #6A, a un volumen de 500 ml.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1:8.5 Hoja 2:14.5 Hoja 3: 13.5 Hoja 4:11.5 Hoja 5:16.3 Hoja 6: 13.2	-	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	14.4	0.3	Nulo	

A continuación se presenta la Tabla 39, los cambios sufridos de la planta desde la adaptación hasta el final de experimento (ver figuras 91, 92 y 93) con una concentración inicial de 10 ppm en un volumen de 500 ml observándose cambios en la pigmentación entre la raíces y el inicio de los tallos de la planta.

39.Cambios considerables de la planta #1A, a un volumen de 500 ml.

Muestra	Aspecto Inicial 13 Noviembre 2023	Aspecto intermedio 22 Diciembre 2023	Aspecto final 10 Enero 2024
10 ppm	La planta presentaba un aspecto sano, con colores verdes y blancos brillantes, esto siendo una característica principal de una <i>Spathiphyllum</i> sana	Comenzó a mostrar color amarillo en una de las hojas más cercanas a la raíz	La hoja 1 y su flor se secaron por completo, por otro lado la hoja 5 pareciera querer desprenderse de la planta, presentando coloración negra en la base de la planta lo que podría indicar un posible hongo.
	 Figura 91. Primera medición de la planta #1A, volumen 500 ml.	 Figura 92. Segunda medición de la planta #1A, volumen 500 ml.	 Figura 93. Última medición de la planta #1A, volumen 500 ml.

En la Tabla 40, mes muestran las imágenes de los que sufre la planta #2A, al exponerse a una concentración de 20 ppm en un volumen de 500 ml, siendo lo más relevante la muerte parcial de una de las flores y la pigmentación de las raíces (ver Figura 94-96).

Tabla 40

#2A, a un volumen 500 ml.

Muestra	Aspecto Inicial 13 Noviembre 2023	Aspecto intermedio 22 Diciembre 2023	Aspecto final 10 Enero 2024
20 ppm	La planta presentaba un aspecto sano, con colores verdes brillantes.	No presentaba algus anomalía, pues s hojas y flores a mantenían firmeza.	Únicamente se secó la flor 2, y las hojas 6 y 10 comienzan a mostrar coloraciones cafés en las orillas, pero aún conservan un color verde brillante.
	 Figura 94. Primera medición de la planta #2A, volumen 500 ml.	 Figura 95. Segunda medición de la planta #2A, volumen 500 ml.	 Figura 96. Última medición de la planta #2A, volumen 500 ml.

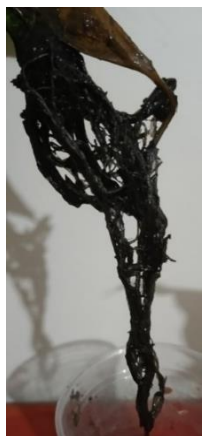
En la Tabla 41, se observan los cambios de la planta tres a un volumen de 500 ml la cual estuvo en contacto con una concentración de 30 ppm, aquí una de las hojas se tornó color amarillo y se observa el colorante en la superficie de las raíces, como se puede apreciar en las Figuras 97-99.

Muestra	Aspecto Inicial 13 Noviembre 2023	Aspecto intermedio 22 Diciembre 2023	Aspecto final 10 Enero 2024
30 ppm	La planta presentaba un aspecto sano, esto siendo una característica principal de una <i>Spathiphyllum</i> sana.	Comenzó a perder firmeza en una de sus hojas más cercana a la raíz.	La hoja 1 se marchito por completo, mientras que la hoja 2 comienza a mostrar coloración amarilla y comienza a perder su firmeza, por otro lado la flor 4 también se marchito por completo.
	 Figura 97. Primera medición de la planta #3A, volumen 500 ml.	 Figura 98. Segunda medición de la planta #3A, volumen 500 ml.	 Figura 99. Última medición de la planta #3A, volumen 500 ml.

A continuación, se presentan los cambios observados en la planta #4A, a un volumen de 500 ml, como se observan en la Tabla 42, en donde se observa un color amarillo en una de las hojas y una ligera pigmentación de las raíces.

42		#4A	
Muestra	Aspecto Inicial 13 Noviembre 2023	Aspecto intermedio 22 Diciembre 2023	Aspecto final 10 Enero 2024
40 ppm	La planta presentaba un aspecto sano, con colores verdes y blancos brillantes.	Perdida de firmeza en una de sus hojas y a mostrar pequeños puntos cafés no muy notorios	Las hojas 1 y 3 se marchitaron por completo, aunque la hoja 3 se desprendió por completo de la planta, también presenta coloración negra pero las demás hojas siguen conservando su color y firmeza.
	 Figura 100. Primera medición planta #4A, volumen 500 ml.	 Figura 101. Segunda inspección planta #4A, volumen 500 ml.	 Figura 102. Última medición de la planta #4A, volumen 500 ml.

A continuación, se presenta la Tabla 43, en la cual se puede observar que la planta #5A al ser una de las que más concentración de colorante, la planta al inicio comenzó con un aspecto sano y un color verde característico, después de que entro en contacto con el colorante comenzó a mostrar cambios, como se muestran en las Figuras (103-105).

43		#5A	
Muestra	Aspecto Inicial 13 Noviembre 2023	Aspecto intermedio 22 Diciembre 2023	Aspecto final 10 Enero 2024
50 ppm	La planta presentaba un aspecto sano tanto en sus hojas como en sus flores.	Desprendimiento de dos hojas y comienzo de tonalidades café en ambas flores, además de presencia de puntos blancos en una parte de las raíces.	Ambas flores se marchitaron por completo, las hojas 3, 4 y 6 también se marchitaron por completo, aunque la hoja 3 se separó por completo de la planta y aún se observan los puntos blancos.
	 Figura 103. Primera medición de la planta #5A, volumen 500 ml.	 Figura 104. Segunda medición de la planta #5A, volumen 500 ml.	 Figura 105. Última medición de la planta #5A, volumen 500 ml.

En la tabla 44, se observan los cambios sufridos por la planta #6A, esta se sometió a una concentración de 60 ppm, al inicio de las inspecciones visuales presento coloración verde brillante y pese a ser la planta de mayor concentración no presento grandes cambios como la planta #5A. Esta planta perdió firmeza en sus hojas y solo un ahoja se marchito pero si se observa color en la raíces como se observa en las Figuras 106-108.

44		#6A	
Muestra	Aspecto Inicial 13 Noviembre 2023	Aspecto intermedio 22 Diciembre 2023	Aspecto final 10 Enero 2024
60 ppm	La planta presentaba un aspecto sano, con colores verdes brillantes y un crecimiento sano registrado	Perdida de firmeza en una de sus hojas.	Esta muestra a pesar de tener la concentración más alta solo se marchito la hoja 1 y aún se encuentra unida a la planta, las demás hojas siguen conservando su color y firmeza inicial.
	 Figura 106. Primera medición de la planta #6A, volumen 500 ml.	 Figura 107. Segunda medición de la planta #6A, volumen 500 ml.	 Figura 108. Última medición de la planta #6A, volumen 500 ml.

A continuación, se presenta la Tabla 45, en la cual se observan las mediciones finales de las plantas muestra a un volumen de 500 ml y a las concentraciones correspondientes.

45. Medición del crecimiento de plantas en un volumen de 500 ml.

Concentración ppm	Primera Medición (cm) 13 Noviembre 2023	Segunda Medición (cm) 22 de Diciembre 2023	Medición Final (cm) 14 Enero 2024
10	53.9	50.8	46.8
20	72.6	71.2	60.8
30	78.2	67.8	66.3
40	50.4	49.9	51.1
50	60.7	60.9	53.5
60	48.5	48.2	42.6

La planta #4A, fue la única que mantuvo su tamaño en 50 cm promedio y es resto se redujo su tamaño en casi 8 a 12 cm dependiendo de la concentración en la que se colocó en contacto.

En las figuras 109 a la 114, se muestran las fotografías de las plantas fuera del agua después de los 40 días de contacto

En la Figura 109, se muestra la Planta #1A, en esta fotografía se puede observar que las raíces no presentan coloración alguna, y conserva sus hojas el color verde, solo posee una flor que se encuentra totalmente marchita.



Figura 109. Observación final muestra de azul de metileno a 10 ppm, en un volumen de 500 ml.

En la Figura 110, se observa la Planta #2A, esta estuvo en contacto con el colorante a una concentración de 20 ppm en un volumen de 500 ml, esta planta conservo una de sus flores en perfecto estado mostrando un color entre amarillo y verde muy tenue como símbolo de que la planta aún se encontraba en desarrollo, por otro lado una de las flores que tenía se marchito por completo.



Figura 110. Observación final muestra de azul de metileno a 20 ppm, en un volumen de 500 ml.

En la Figura 111, se observan Planta #3A con una concentración de 30 ppm en un volumen de 500 ml, la planta conserva todas sus hojas y solo una de sus flores también se marchito mientras que las otras dos flores que posee siguen en crecimiento no presentaron cambios que demuestren la presencia del colorante en estas flores, así como las raíces estas no presentaron pigmentación alguna y se encontraban en constante crecimiento.



Figura 111. Observación final muestra de azul de metileno a 30 ppm, en un volumen de 500 ml.

En la Figura 112, se observan la Planta #4A: todas las hojas mostraban cambios en la segunda medición debido a que se observaba una disminución de tamaño y pérdida de firmeza incluyendo a las dos hojas marchitas. En cuanto a las raíces se puede observar una coloración en color negro en el inicio de las raíces de la planta a una concentración de 40 ppm a un volumen de 500 ml, al final del experimento estas presentaban una ligera pigmentación en color azul.



Figura 112.Observación final muestra de azul de metileno a 40 ppm, a un volumen de 500 ml.

En la Figura 113, se puede observar la Planta #5A, las afectaciones del colorante a se puede observar que las raíces no son muy visibles a simple vista debido a que el tamaño y grosor de las mismas disminuyeron en comparación con su aspecto inicial. En esta planta predominan las hojas y la flor marchita, además en las raíces se alcanza visualizar la pigmentación en tono azul de las mismas, en un tiempo de contacto de 42 días a una concentración de 50 ppm a un volumen de 500 ml.



Figura 113.Observación final muestra de azul de metileno a 50 ppm, a un volumen de 500 ml.

En la Figura 114, se puede apreciar una ligera pigmentación en las raíces provocada por el contacto con el colorante azul de metileno y la Planta #6A. A pesar de ser la muestra con mayor cantidad de colorante solo se aprecia una sola hoja seca y una marchita a punto de desprenderse de la planta mientras que las demás hojas conservan su firmeza y el color verde característico de esta planta.



Figura 114.Observación final de la muestra azul de metileno a 60 ppm, a un volumen de 500 ml.

A continuación en la Tabla 46, se presenta en los valores del volumen y concentración de azul de metileno en el agua con colorante prepararon para este primer periodo experimental.

Tabla 46.Concentraciones de azul de metileno para cada planta muestra.

Concentraciones de Azul de Metileno		
Planta Muestra	Volumen inicial	Concentración en ppm
Planta #1A	500 ml de agua	10
Planta #2A		20
Planta #3A		30
Planta #4A		40
Planta #5A		50
Planta #6A		60

En las Tablas de la 47 a la 51, se observan los resultados de las absorbancias y concentraciones de los muestreos realizados a cada una de las plantas durante los diferentes para el periodo otoño-invierno a un volumen de 500 ml.

En la Tabla 47, se observan los resultados de las absorbancias y concentraciones finales del primer muestreo con una fecha correspondiente al 07 de Diciembre del 2023, después de 3 días de contacto.

Tabla 47. Primera medición de absorbancia plantas a un volumen de 500 ml, correspondiente al 07 de Diciembre 2023.

Fecha realización 07 Diciembre 2023		
No de Planta	Concentración inicial (ppm)	Valor absorbancia
#1A	10	0.026
#2A	20	0.068
#3A	30	0.046
#4A	40	0.075
#5A	50	0.083
#6A	60	0.095

Como se puede apreciar en la Tabla 47, se analizan los datos de concentración inicial, absorbancia y concentración final de cada una de las muestras, en el caso de los valores de la concentración inicial y final, la concentración menor es la final como se puede observar en la planta #2A, esto debido a que durante el proceso de experimentación hubo una pérdida de sustancia problema.

A continuación se presenta la Tabla 48, se observan los resultados del análisis del segundo muestreo, después de pasar 14 días de contacto entre las plantas y las diferentes concentraciones de azul de metileno que corresponden a la fecha del 18 de Diciembre del 2023.

Tabla 48. Segunda lectura de absorbancia plantas a un volumen de 500 ml, correspondiente al 18 de Diciembre 2023.

Fecha realización 18 Diciembre 2023		
Planta muestra	Concentración ppm	Valor absorbancia

#1A	10	0.024
#2A	20	0.054
#3A	30	0.055
#4A	40	0.139
#5A	50	0.073
#6A	60	0.127

En la tabla anterior se mencionan los datos correspondientes al segundo muestreo, en el cual se puede observar que la planta con menor absorbancia fue la planta #1A, mientras que la de mayor absorbancia fue la planta #4A.

En la Tabla 49, se muestran los datos de las lecturas de la tercera medición de las absorbancias correspondientes a las plantas muestras de un volumen de 500 ml de agua, estas lecturas corresponden a la fecha del 25 de Diciembre del 2023, las cuales corresponden a 20 días después del contacto con el colorante en las soluciones según corresponda.

Tabla 49. Tercera medición de absorbancias, 25 Diciembre 2023, a un volumen de 500 ml.

Fecha de muestreo 25 Diciembre 2023		
Planta muestra	Concentración ppm	Valor absorbancia
#1A	10	0.020
#2A	20	0.026
#3A	30	0.048
#4A	40	0.055
#5A	50	0.056
#6A	60	0.118

Después de 20 días de contacto, la planta que mostro una absorbancia menor fue la planta #1A, mientras que la de mayor absorbancia fue la planta con identificación #6A.

A continuación en la Tabla 50 se presentan, los valores de absorbancia obtenidos en la cuarta medición correspondiente a un volumen de 500 ml a la fecha del 04 de

Enero del 2024. Los valores de absorbancias obtenidos corresponden a 31 días después del contacto con el colorante.

Tabla 50. Cuarta medición de absorbancias, 04 Enero 2024, a un volumen de 500 ml.

Fecha de muestreo 04 Enero 2024		
Planta muestra	Concentración ppm	Valor de absorbancia
#1A	10	0.016
#2A	20	0.029
#3A	30	0.060
#4A	40	0.063
#5A	50	0.059
#6A	60	0.139

Después de 31 días de contacto la planta con identificación #1A es la de menor absorbancia, mientras que la de mayor absorbancia es la planta #6A nuevamente ya que su valor de absorbancia aumento a comparación con la tercera medición (Ver tabla 49).

Por último, en la Tabla 51 se presenta, la última medición de las absorbancias de las muestras de las diferentes concentraciones de azul de metileno, estas lecturas corresponden a la fecha del 15 de Enero del 2024, los cuales corresponden a 42 días después del contacto con el colorante.

Tabla 51. Última medición de absorbancias 15 Enero 2024, a un volumen de 500 ml.

Fecha de muestreo 15 Enero 2024		
Planta muestra	Concentración ppm	Valor de absorbancia
#1A	10	0.025
#2A	20	0.078
#3A	30	0.151
#4A	40	0.079
#5A	50	0.051

#6A	60	0.138
-----	----	-------

A continuación se presenta la Tabla 52, en la cual se observan los valores de absorbancia de cada una de las plantas del periodo A, así como los valores obtenidos del cálculo de biodegradación.

Tabla 52. Valores de absorbancia y biodegradación, plantas muestra a 500 ml.

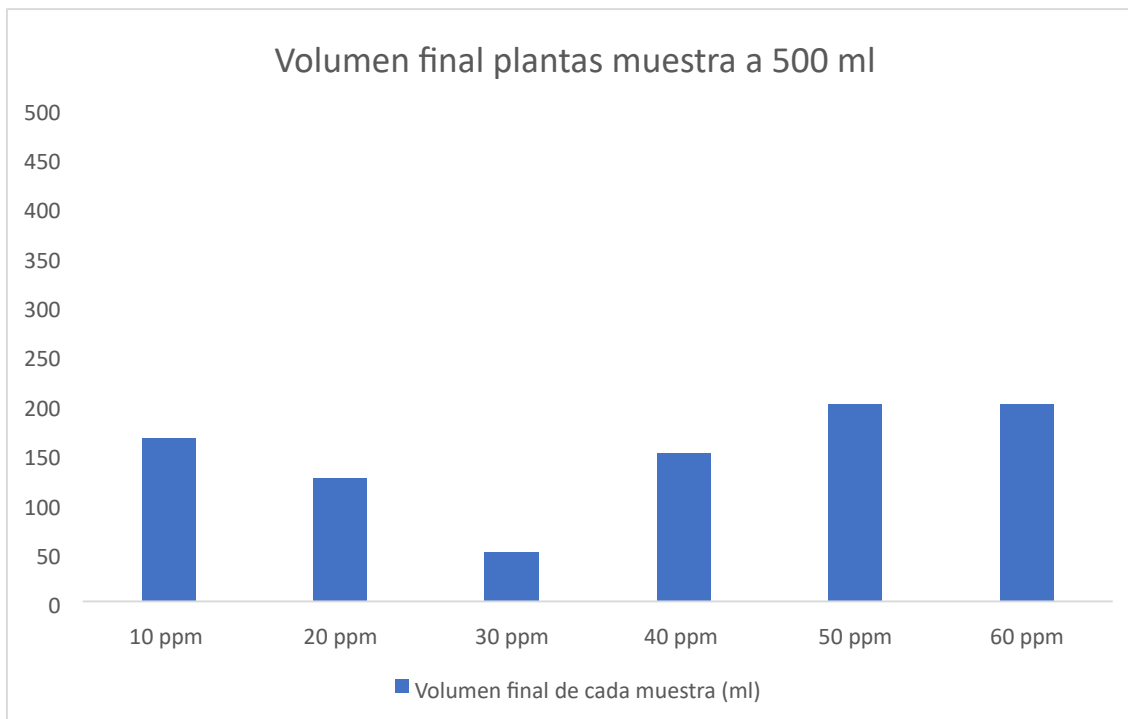
Planta muestra	Concentración inicial ppm	Primer muestreo	Segundo muestreo	Tercer muestreo	Cuarto muestreo	Quinto muestreo
#1A	10	0.026 nm	0.024 nm	0.020 nm	0.016 nm	0.025 nm
#2A	20	0.068 nm	0.054 nm	0.026 nm	0.029 nm	0.078 nm
#3A	30	0.046 nm	0.055 nm	0.048 nm	0.060 nm	0.151 nm
#4A	40	0.075 nm	0.139 nm	0.055 nm	0.063 nm	0.079 nm
#5A	50	0.083 nm	0.073 nm	0.056 nm	0.059 nm	0.051 nm
#6A	60	0.095 nm	0.127 nm	0.118 nm	0.139 nm	0.138 nm

A continuación se presenta la Tabla 53, en la cual se pueden observar los cambios de volumen de las plantas del periodo A, en el cual se puede observar que el volumen varío de acuerdo a las necesidades de cada una de las plantas.

Tabla 53. Volúmenes de las plantas muestra, 500 ml.

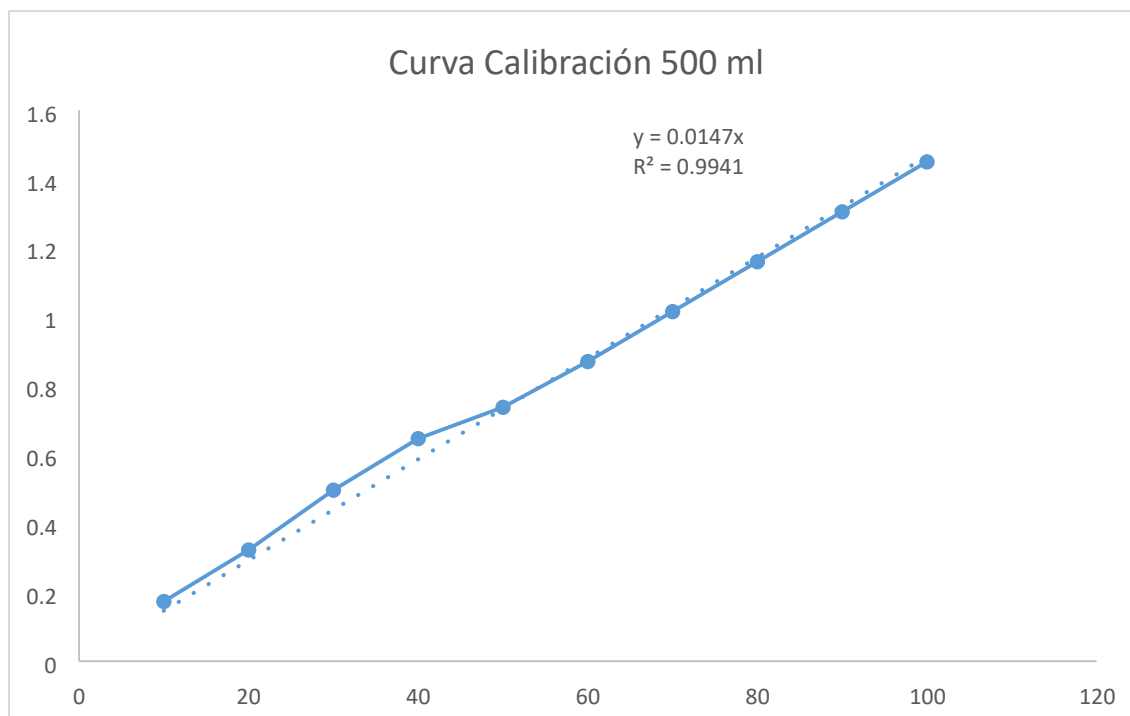
Planta muestra	Concentración Inicial ppm	Volumen Inicial (ml)	Volumen obtenido para muestras (ml)	Volumen final de cada muestra (ml)
#1A	10 ppm	500	50	165
#2A	20 ppm			125
#3A	30 ppm			50
#4A	40 ppm			150
#5A	50 ppm			200
#6A	60 ppm			200

Una vez mencionado lo anterior y en base a los datos registrados sobre los cambios de volúmenes de las plantas del periodo A, a continuación se presenta la Gráfica 1, en la cual se puede observar mejor el cambio de estos volúmenes.



Gráfica 1. Análisis de los volúmenes de las plantas muestras en 500 ml.

Una vez realizadas las observaciones correspondientes de cada una de las absorbancias de las plantas muestras a un volumen de 500 ml, se procedió a realizar una curva de calibración como se observa en la Gráfica 2, la cual tiene como propósito analizar de manera cuantitativa los resultados obtenidos, asimismo para poder obtener el porcentaje de remoción de cada una de las plantas muestras a un volumen de 500 ml.



Gráfica 2. Curva de calibración para plantas muestras a 500 ml.

Una vez obtenida la curva de calibración y los datos de cada una de las absorbancias de cada una de las plantas muestras del periodo A, se procedió a realizar y obtener cada uno de los datos necesarios para obtener el porcentaje de remoción como se presenta en las tablas correspondientes. Para la obtención de los datos faltantes para la obtención del porcentaje de remoción fue necesario llevar a cabo diversos cálculos con los datos ya obtenidos, como se muestran en la Tabla 54, en donde se observa la ecuación utilizada, para llevar a cabo dichos cálculos.

Tabla 54.Fórmulas utilizadas, obtención de porcentaje de remoción.

Dato a obtener	Formula	Importancia
% de biodegradación	$\left(\frac{Abs\ Inicial - Abs\ final}{Abs\ Inicial} \right) * 100$ Ecuación 1.Porcentaje de biodegradación.	Indicador para evaluar el impacto ambiental, la sostenibilidad y el cumplimiento regulatorio.
Concentración final	$\left(\frac{Abs\ final}{Valor\ de\ "y"} \right)$ Ecuación 2.Concentración final.	Permite conocer la precisión y eficiencia de los métodos aplicados.
% de remoción	$\left(\frac{Concentración\ Inicial - Concentración\ final}{Concentración\ Inicial} \right) * 100$ Ecuación 3.Porcentaje de remoción.	Garantiza la eficiencia de los procesos de tratamiento, proteger el medio ambiente y optimizar recursos en diversas aplicaciones industriales y ambientales.

A continuación, se presenta la Tabla 55, en la cual se pueden observar los cálculos realizados para la obtención del porcentaje de remoción de las muestras, a 3 días de contacto con el colorante.

Tabla 55.Cálculos de remoción, primera lectura a plantas de 500 ml.

Primera lectura : 3 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.174	0.026	85.05	10	1.76	82.31
20	0.323	0.068	78.94	20	4.62	76.87
30	0.497	0.046	40.44	30	3.12	89.56
40	0.647	0.075	53.10	40	5.10	87.24

50	0.738	0.083	62.55	50	5.64	88.70
60	0.87	0.095	76.08	60	6.46	89.22

A continuación, se presenta la Tabla 56, en la cual se observan los resultados de remoción de las plantas a 14 días de contacto, en donde el valor de remoción más bajo fue del 76.36 por ciento.

Tabla 56. Calculos de remoción, segunda lectura a plantas de 500 ml.

Segunda lectura: 14 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.174	0.024	3.60	10	1.63	83.67
20	0.323	0.054	15.58	20	3.67	81.63
30	0.497	0.055	38.63	30	3.74	87.52
40	0.647	0.139	43.21	40	9.45	76.36
50	0.738	0.073	63.90	50	4.96	90.06
60	0.87	0.127	72.40	60	8.63	85.60

A continuación, se presenta la Tabla 57, en la cual se observan los resultados del porcentaje de remoción de las muestras obtenidas en un periodo de 31 días después de contacto, en donde se observa un porcentaje de remoción aceptable.

Tabla 57. Calculos de remoción, tercera lectura a plantas de 500 ml.

Tercera lectura: 31 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.174	0.016	8.20	10	1.08	89.11
20	0.323	0.029	23.32	20	1.97	90.13
30	0.497	0.06	37.62	30	4.08	86.39
40	0.647	0.063	54.96	40	4.28	89.28
50	0.738	0.059	65.80	50	4.01	91.97
60	0.87	0.139	71.02	60	9.45	84.24

A continuación en la Tabla 58, se observan los datos correspondientes a 38 días de contacto, en donde se observa que el menor porcentaje de remoción corresponde a un valor de 86.39 por ciento.

Tabla 58. Calculos de remoción, cuarta lectura a plantas de 500 ml.

Cuarta lectura: 38 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.174	0.02	5.90	10	1.36	86.39
20	0.323	0.026	24.25	20	1.76	91.15
30	0.497	0.048	40.04	30	3.26	89.11
40	0.647	0.055	56.19	40	3.74	90.64
50	0.738	0.056	66.21	50	3.81	92.38
60	0.87	0.118	73.43	60	8.02	86.62

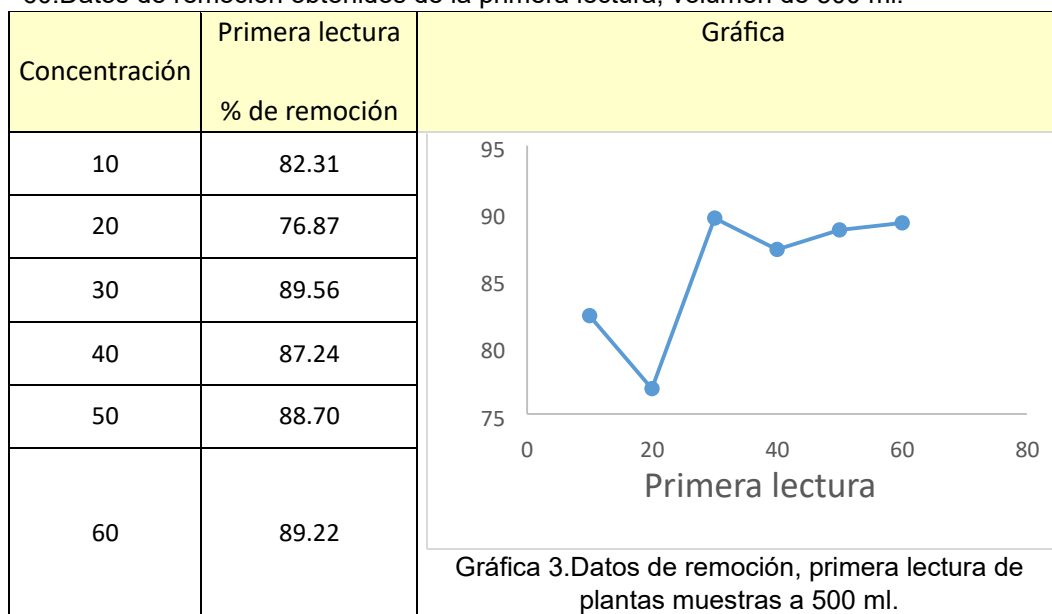
Por último se presenta la Tabla 59, en la cual se observan los últimos datos correspondientes a las muestras después de 49 días de contacto, en la cual se puede observar que el valor más bajo de remoción corresponde a 65.76 por ciento.

Tabla 59. Calculos de remoción, quinta lectura a plantas de 500 ml.

Quinta lectura: 49 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.174	0.025	3.03	10	1.70	82.99
20	0.323	0.078	8.15	20	5.30	73.46
30	0.497	0.151	19.31	30	10.27	65.76
40	0.647	0.079	52.49	40	5.37	86.56
50	0.738	0.051	66.88	50	3.46	93.06
60	0.87	0.138	71.13	60	9.38	84.35

Una vez realizados los cálculos correspondientes, a continuación se presenta la Tabla 60, en la cual se analiza de manera concisa los datos obtenidos de cada uno de los valores de remoción obtenidos de la planta muestra.

60.Datos de remoción obtenidos de la primera lectura, volumen de 500 ml.

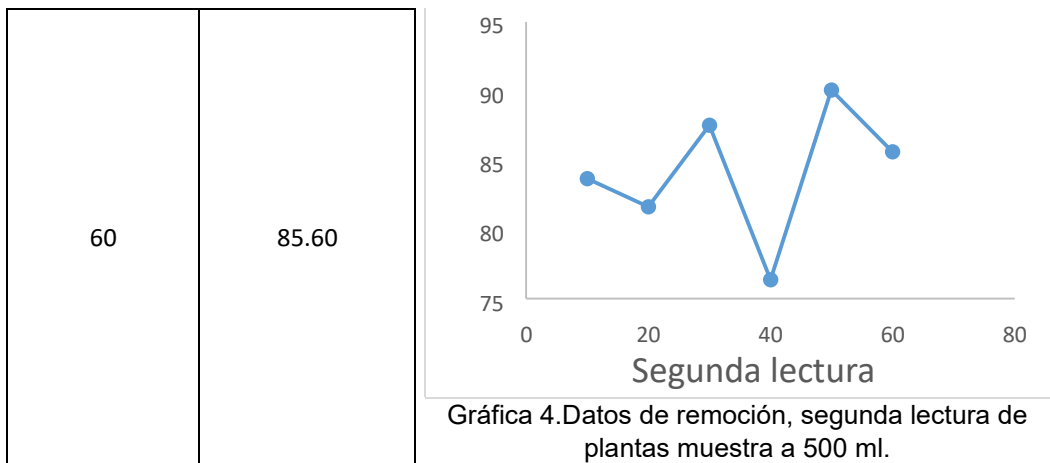


Como se puede observar en la Gráfica 3, presentó niveles de remoción aceptables, para haber sido la primera muestra tomada a tan solo 3 días de contacto con el colorante, se observa una disminución considerable en la concentración de 20 ppm, por lo cual esta fue el único valor descendente, puesto que las demás muestras se encuentran por arriba del 80%.

A continuación, se presenta la Tabla 61, en la cual se aprecian los valores del porcentaje de remoción de la segunda lectura realizada a las plantas muestras.

Tabla 61.Datos de remoción obtenidos de la segunda lectura, volumen de 500 ml.

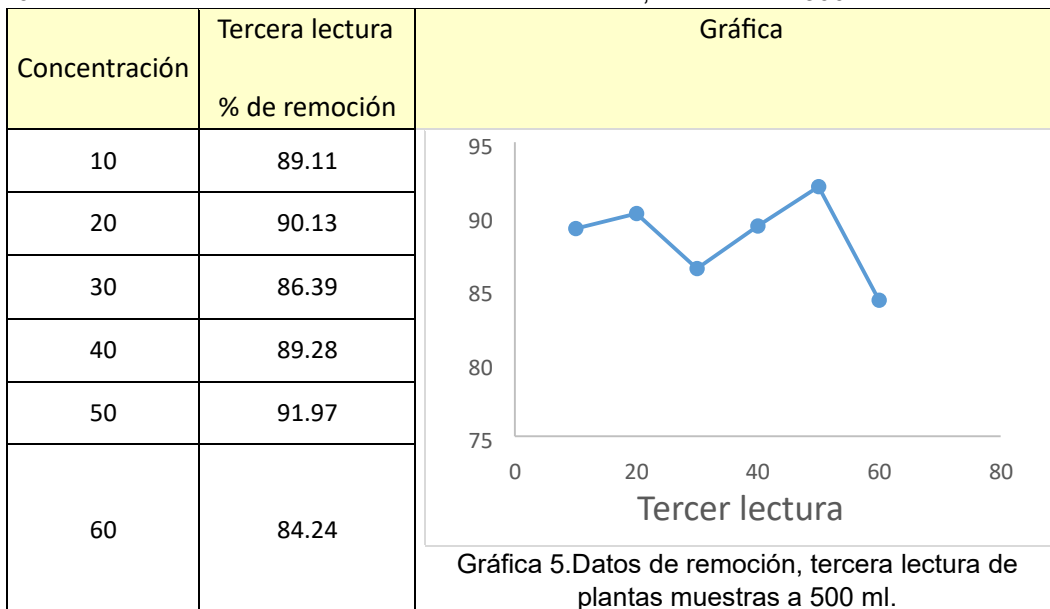
Concentración	Segunda lectura % de remoción	Gráfica
10	83.67	
20	81.63	
30	87.52	
40	76.36	
50	90.06	



En esta lectura el valor que presenta el mayor valor en relación inversa a las demás concentraciones es la que corresponde a la de 40 ppm, puesto que esta representa el valor más bajo con un 76.36% en comparación de las otras concentraciones, siendo la de 50 ppm la de mayor remoción con un 90.06%.

A continuación se presenta la Tabla 62, en la cual se observan los valores de remoción obtenidos de la tercera lectura realizada.

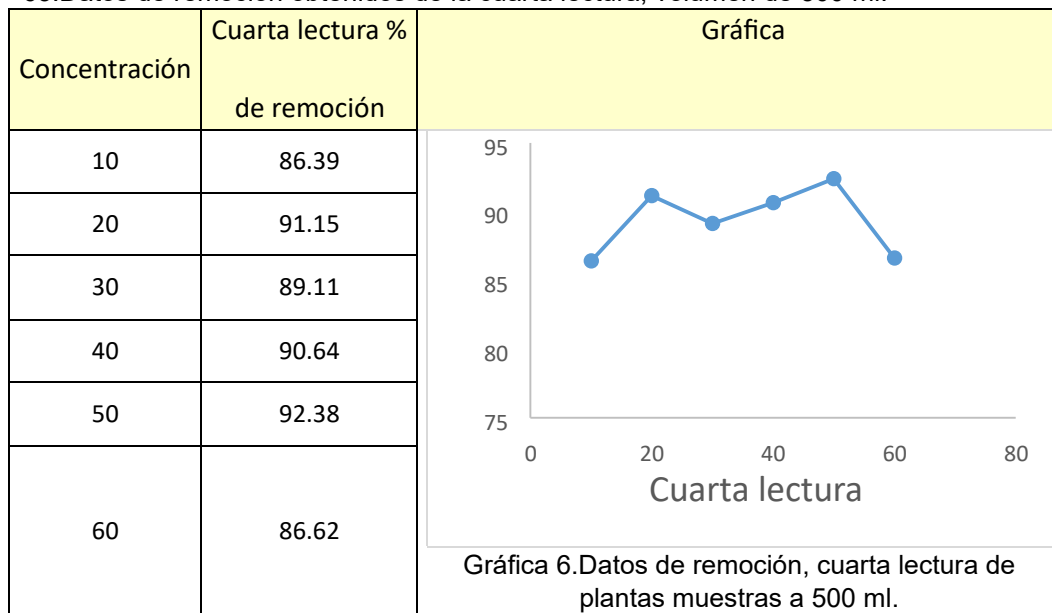
Tabla 62. Datos de remoción obtenidos de la tercera lectura, volumen de 500 ml.



En la gráfica 5, se observa que el valor de mayor relación inversa corresponde a la concentración de 60 ppm, debido a que es el valor de menor porcentaje de remoción en esta lectura presentando un valor de 84.24%.

A continuación, se presenta la Tabla 63, en la cual se pueden observar y analizar los resultados de remoción obtenidos de la cuarta lectura realizada.

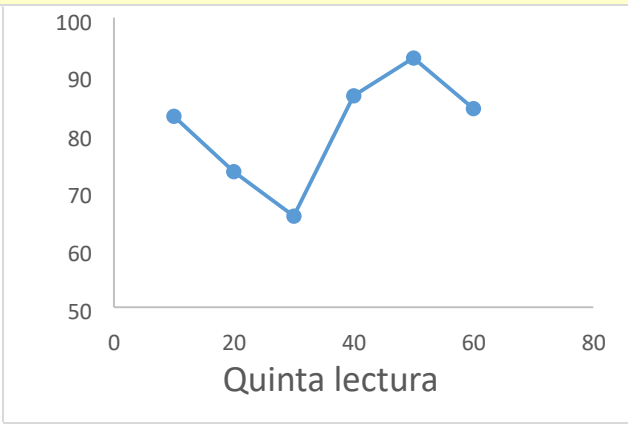
63.Datos de remoción obtenidos de la cuarta lectura, volumen de 500 ml.



En esta lectura se comienza a observar que la remoción se mantiene de una 85 a un 93% siendo así que se presenten dos valores en una relación inversa ya que son los valores de menor remoción como se observa en la concentración de 30 y 60 ppm.

A continuación, se presenta la Tabla 64, en la cual se observan los últimos valores de porcentaje de remoción obtenidos de la quinta lectura realizada a las plantas muestra.

Tabla 64.Datos de remoción obtenidos de la quinta lectura, volumen de 500 ml.

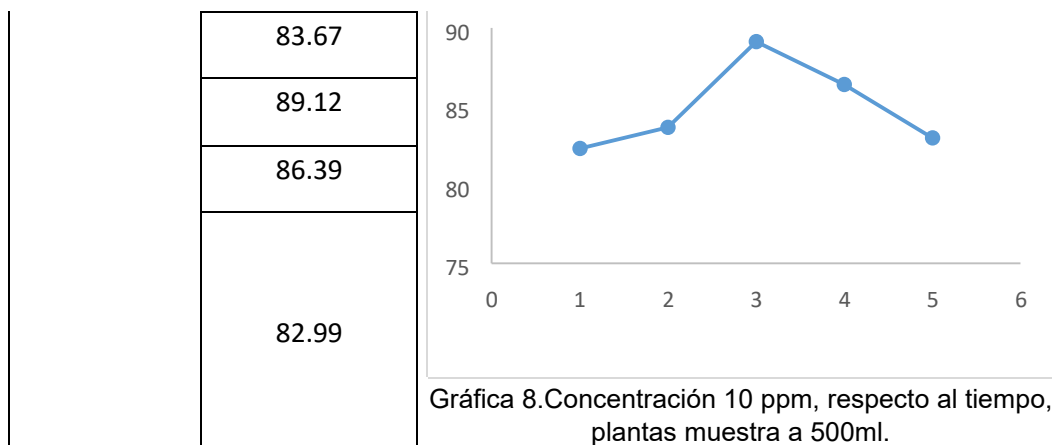
Concentración	Quinta lectura % de remoción	Gráfica
10	82.99	 Gráfica 7.Datos de remoción, quinta lectura de plantas muestras a 500 ml.
20	73.46	
30	65.76	
40	86.56	
50	93.06	
60	84.35	

En la gráfica 7 que corresponde a 49 días de contacto con el colorante, se observa que debido a que los valores varían en comparación con los primeros muestreos antes presentados, el análisis arrojó que las plantas absorben el colorante por un periodo de tiempo determinado, una vez pasado este tiempo, las plantas regresan el colorante al agua, lo que arroja los valores observados del porcentaje de remoción de esta última lectura, en donde el valor más alto de remoción corresponde a un 93.06%, mientras que el valor más bajo registrado fue de 65.76%.

Una vez analizados los valores del porcentaje de remoción de las plantas con la identificación A, a continuación, se presenta la Tabla 65, en la cual se observan las gráficas correspondientes al promedio de cada una de las lecturas y concentración realizada para la determinación de tiempo de cada planta muestra.

Tabla 65.Promedio de remoción planta muestra a 10 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.

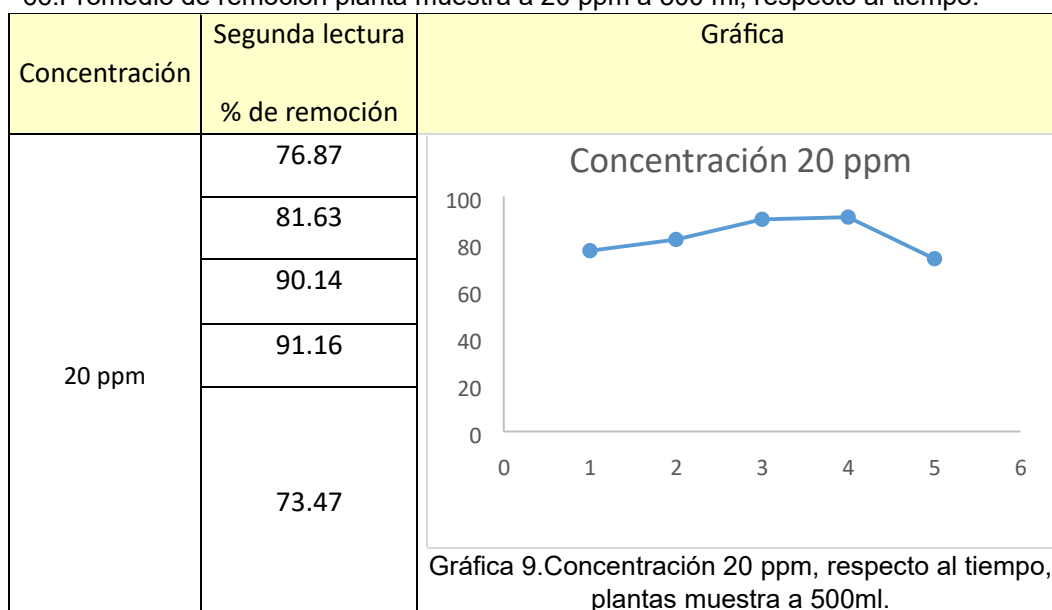
Concentración	Primera lectura % de remoción	Gráfica
10 ppm	82.31	Concentración 10 ppm



Como se puede observar en la gráfica 8, el punto más alto obtenido de las cinco lecturas para las lecturas de 10 ppm, corresponde a la lectura tres, la cual nos da un valor de 89.12% de remoción, lo cual corresponde a un periodo de contacto de 31 días de contacto.

A continuación, se presenta la Tabla 66, la cual corresponde a los valores obtenidos de la segunda lectura para la planta a 20 ppm, respecto al tiempo.

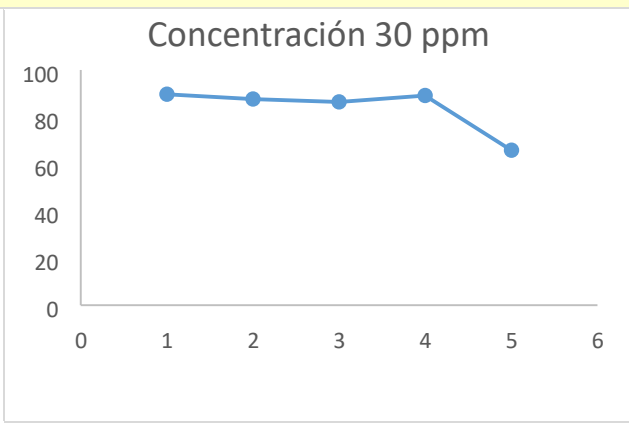
66. Promedio de remoción planta muestra a 20 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.



Como se puede observar en la Gráfica 9, los puntos máximos de remoción corresponden a la tercera y cuarta lectura realizada a las plantas muestra, en donde el valor más alto corresponde a un valor de 91.16% de remoción, para un intervalo de 38 días de contacto, entre el colorante y las plantas muestra.

A continuación, se presenta la Tabla 67, en la cual se observan los resultados de remoción obtenidos de la lectura tres, para la planta muestra a 30 ppm.

Tabla 67.Promedio de remoción planta muestra a 30 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.

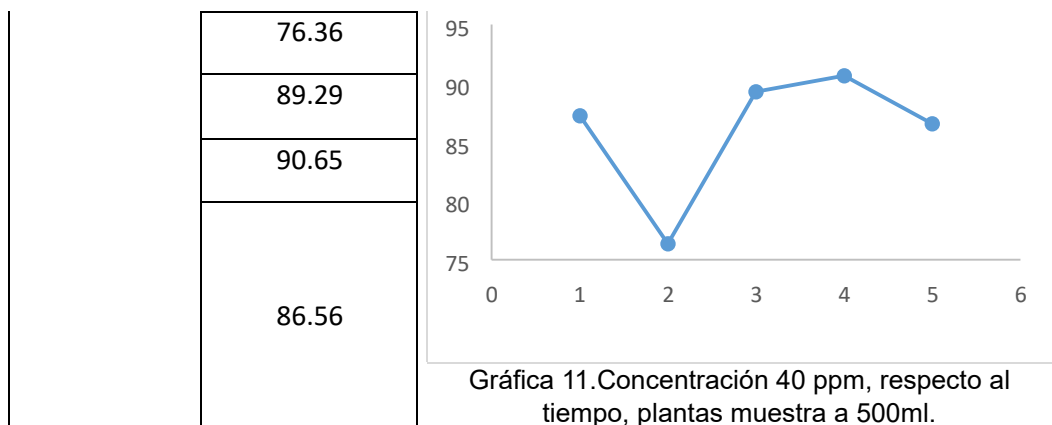
Concentración	Tercera lectura % de remoción	Gráfica
30 ppm	89.57	 Concentración 30 ppm Gráfica 10. Concentración 30 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.
	87.53	
	86.39	
	89.12	
	65.76	

Como se puede observar en la gráfica 10, no se alcanza a obtener una variación del porcentaje de remoción muy amplia entre los primeros cuatro valores de esta, dando así un valor mayor de remoción de un 89.57% de remoción en un periodo de tres días de contacto.

A continuación, se presenta la Tabla 68, la cual corresponde a los valores obtenidos de la cuarta lectura realizada a la planta de 40 ppm, para la obtención de los valores de remoción.

Tabla 68.Promedio de remoción planta muestra a 40 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.

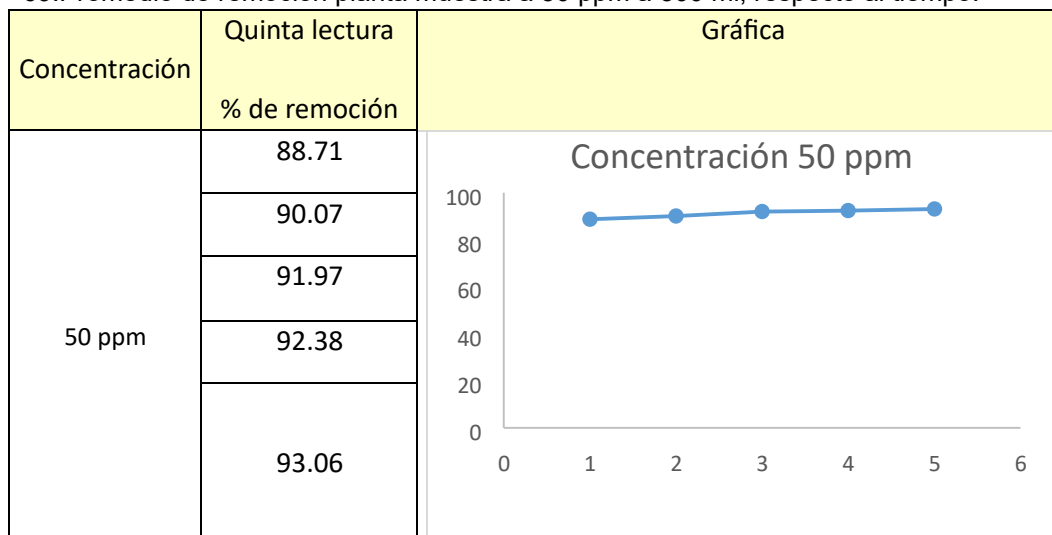
Concentración	Cuarta lectura % de remoción	Gráfica
40 ppm	87.24	Concentración 40 ppm



Como se puede observar en la gráfica 11, los valores de remoción para las concentraciones de 40 ppm, varearon respecto al tiempo en que la planta estuvo en contacto con el colorante, debido a que en el segundo valor de remoción se observa una decaída del valor a comparación de la primera obtenida, mientras que el valor más alto obtenido para esta planta fue de un valor de 90.65% de remoción.

A continuación, se presenta la Tabla 69, en la cual se observan los valores de remoción obtenidos correspondientes a la planta a una concentración de 50 ppm.

69. Promedio de remoción planta muestra a 50 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.

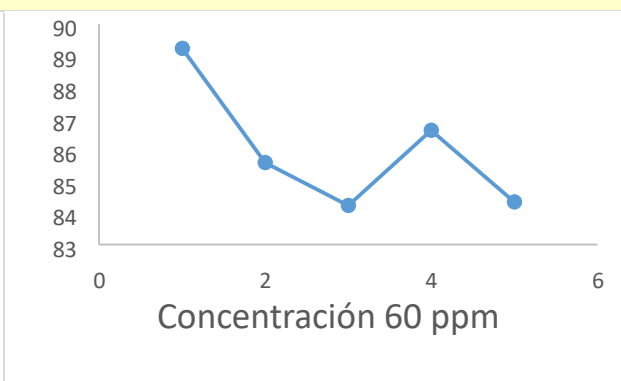


		Gráfica 12. Concentración 50 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.
--	--	--

Como se puede observar en la gráfica 12, y a comparación de las demás antes presentadas, en esta gráfica de los valores de remoción de las lecturas a 50 ppm, se observa una tendencia ascendente en cuanto a los valores del porcentaje de remoción, debido a que el valor más alto registrado fue de un 93.06% de remoción, en un periodo de 49 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno.

Por último, se presenta la Tabla 70, la cual corresponde a los valores obtenidos de los valores de remoción de la planta muestra a 60 ppm, respecto al tiempo.

Tabla 70. Promedio de remoción planta muestra a 60 ppm a 500 ml, respecto al tiempo.

Concentración	Sexta lectura % de remoción	Gráfica
60 ppm	88.71	 Gráfica 13. Concentración 60 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 500ml.
	90.07	
	91.97	
	92.38	
	93.06	

Como se observa en la gráfica 13, los valores de remoción presentan un valor descendente entre los diferentes valores, siendo el valor más alto de 89.23% de remoción para la planta a 60 ppm, con un periodo de tres días de contacto entre el colorante y la planta.

En las siguientes tablas, se describen las actividades realizadas en la segunda fase experimental (periodo invierno- primavera) donde las plantas se colocaron con un volumen de 2000 ml de solución contaminante con el colorante. Se inició con adquisición de la planta, su limpieza, su separación e inspección visual inicial en el laboratorio, seguida de su aclimatación, inspección visual en agua y superficial, la

preparación de soluciones con el colorante y el inicio de contacto, la toma de muestras, la inspección visual de plantas después de varios periodos de tiempo de contacto y el termino del experimento con el último muestreo e inspección visual de cada planta. La planta se codificó con la letra “B” para identificar el segundo periodo experimental.

En la Tabla 71, se muestra la planta #1B del segundo periodo “inviernoprimavera”, la planta tiene 9 hojas con un verde intenso característico de un buen estado y 26 raíces, como se puede observar en la figura 115.

71.Caracterización de la planta #1B, con un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de la planta sin raíz (cm)	Tamaño de la planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #1B	51.7	72.7	9	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces	Cantidad de flores	
	H1: 16 H2: 23.1 H3: 28.5 H4: 25 H5: 25.7 H6: 20 H7:27.7 H8:26.5	26	1	

	H9:20.3			
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	21	8.9	9	

Figura 115.Muestra #1B, con un volumen de 2L.

En la Tabla 72, se observa la descripción de la planta #2B, con un volumen de 2L. La planta posee 15 hojas de un color verde brillante y 30 raíces, como se puede observar en la Figura 116.

72.Caracterización de la planta #2B, con un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de la planta sin raíz (cm)	Tamaño de la planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #2B	49.4	72.6	15	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 5.2 Hoja 2: 9 Hoja 3: 11.5 Hoja 4: 2.1 Hoja 5: 15.1 Hoja 6: 10.8 Hoja 7: 11.2 Hoja 8: 10.3 Hoja 9: 20.1 Hoja 10: 11.1 Hoja 11: 20 Hoja 12: 21.8 Hoja 13: 20.5 Hoja 14: 24.1 Hoja 15: 17.5	30	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	28.6	0.5	7.4	

Figura 116.Planta muestra #2B, a un volumen de 2L.

En la Tabla 73, se muestra las características de la planta #3B a un volumen de 2 L, en la cual se puede observar que tiene 11 hojas presentan un color verde brillante de un tamaño promedio de 18.7 cm y una flor, como se puede apreciar en la Figura 117.

73.Caracterización de la planta #3B a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #3B	58	76.5	11	 Figura 117. Planta muestra #3B, volumen de 2L.
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 9.4 Hoja 2: 5.5 Hoja 3: 20.5 Hoja 4: 27.9 Hoja 5: 14 Hoja 6: 6.5 Hoja 7: 22.4 Hoja 8: 28.8 Hoja 9: 28.1 Hoja 10: 25.5 Hoja 11: 17.1	36	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	18.4	0.5	Flor 1: 15.4	

A continuación, en la Tabla 74 se presenta la planta #4B con un volumen de 2 L, tiene 7 hojas y una flor, como se puede apreciar en la Figura 118.

74. Caracterización de la planta #4B, a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de la planta sin raíz (cm)	Tamaño de la planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
----------------	-----------------------------------	-----------------------------------	------------------------	------------

Planta #4B	56	73	7	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 15.9 Hoja 2: 19.9 Hoja 3: 17.7 Hoja 4: 15 Hoja 5: 18 Hoja 6: 16.3 Hoja 7: 20.6	43	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	17	1.2	9.5	

Figura 118. Planta muestra #4B, a un volumen de 2L.

En la Tabla 75, se observa las características de la planta muestra #5B, en un volumen de 2L, esta posee una hoja con tonalidades amarillas, también presenta dos hojas que aún no se abren por completo, puesto que aún se encuentran en su etapa de crecimiento.

75. Caracterización de la planta #5B, a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #5B	48	73.6	17	

Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
Hoja 1: 14.5 Hoja 2: 25.6 Hoja 3: 11 Hoja 4: 19.5 Hoja 5: 20.4 Hoja 6: 17.5 Hoja 7: 15.8 Hoja 8: 22.8 Hoja 9: 27 Hoja 10: 18 Hoja 11: 24 Hoja 12: 21.3 Hoja 13: 26.6 Hoja 14: 17.1 Hoja 15: 15.7 Hoja 16: 13.8 Hoja 17: 16.5	49	Nulo	
Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
25.6	0.3	Nulo	

Figura 119. Planta muestra #5B, a un volumen de 2L.

Por último, en Tabla 76 se presenta las características de la planta #6B a un volumen de 2L, esta tiene 17 hojas verdes y no tiene flores.

76. Caracterización de la planta #6B, a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #6B	48	73.6	17	

Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores
Hoja 1: 3 Hoja 2: 12.6 Hoja 3: 18.2 Hoja 4: 21.5 Hoja 5: 23.3 Hoja 6: 25.1 Hoja 7: 24.3 Hoja 8: 20 Hoja 9: 19.2 Hoja 10: 23 Hoja 11: 22.8 Hoja 12: 18.8 Hoja 13: 18 Hoja 14: 17.1 Hoja 15: 15.7 Hoja 16: 13.8 Hoja 17: 16.5	49	Nulo
Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
25.6	0.3	Nulo



Figura 120. Planta muestra #6B, a un volumen de 2L.

A continuación en las Tablas 77 a la 82 la segunda inspección visual de las plantas después de un contacto de 17 un volumen de 2L, esta se realizó el día 8 de Abril del 2024. En la Tabla 77, se muestran los cambios que sufrió la planta como lo fue una ligera pigmentación pigmentación en sus raíces, la flor comenzó a abrirse un poco más a comparación de la primera inspección visual, después de 17 días de contacto con el colorante a una concentración de 10 ppm.

77. Segunda inspección visual después de 17 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm en un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
	51.2	72.1	9	

Planta #1B	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores
	Hoja 1:16.2 Hoja 2: 22.8 Hoja 3:27 Hoja 4: 24.8 Hoja 5: 25.5 Hoja 6: 19.7 Hoja 7: 27.1 Hoja 8: 26.2 Hoja 9:19.9	32	1
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
	20.9	1.3	Flor 1: 9.1



Figura 121.Segunda inspección de la muestra #1B a un volumen de 2L.

A continuación, se presenta la Tabla 78, en la cual se puede observar la segunda medición de la planta muestra a 20 ppm en un volumen de 2L. Hay pigmentación en las raíces de menor tamaño.

78.Segunda inspección visual después de 17 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm, en un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
----------------	--------------------------------	--------------------------------	------------------------	------------

Planta #2B	53.7	80.8	15	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 17 Hoja 2: 9.3 Hoja 3: 20 Hoja 4: 18.2 Hoja 5: 14.1 Hoja 6: 23.1 Hoja 7: 26.2 Hoja 8: 24 Hoja 9: 19.5 Hoja 10: 13.5 Hoja 11: 20 Hoja 12: 21.8 Hoja 13: 20.5 Hoja 14: 24.1 Hoja 15: 17.5	30	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	28.6	0.5	7.4	

Figura 122. Segunda inspección de la muestra #2B, a un volumen de 2L.

A continuación, en la Tabla 79 se presenta la #3B, a un volumen de 2L con una concentración de 30 ppm. Al principio de la medición la flor aún no florecía por completo, días después de la segunda medición, la flor floreció por completo.

79. Segunda inspección visual de 17 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #3B	58	76.5	11	

Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores
Hoja 1: 9.7 Hoja 2: 6.3 Hoja 3: 20.4 Hoja 4: 27.2 Hoja 5: 14.2 Hoja 6: 6.2 Hoja 7: 22.9 Hoja 8: 29 Hoja 9: 27.9 Hoja 10: 25.2 Hoja 11: 16.9	32	1
Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
18.5	0.7	15.5



Figura 123. Muestra #3B, a un volumen de 2L y una concentración de 30 ppm.

A continuación, en la Tabla 80 se muestran los datos de la segunda medición de la planta #4B, con un volumen de 2L a una concentración de 40 ppm. Esta planta en la hoja uno presentaba tonalidades amarillas, la pérdida de color verde intenso y pierde firmeza podría desprenderse en cuestión de algunas semanas más. Durante el conteo de las raíces algunas ramificaciones de las mismas se desprendieron de las raíces principales al momento de sacar la planta del agua.

80. Segunda inspección visual de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 40 ppm a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #4B	54.7	71.7	7	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	

	Hoja 1: 21.6 Hoja 2: 28.3 Hoja 3: 30.2 Hoja 4: 29.8 Hoja 5: 24.8 Hoja 6: 29.1 Hoja 7: 22.2	39	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	17	0.4	11.5	

Figura 124. Muestra #4B, a un volumen de 2L y una concentración de 40 ppm.

En la Tabla 81, se muestra la planta #5B después de 18 días de contacto con el colorante a una concentración de 50 ppm. Esta planta tiene una hoja completamente marchita, mientras que la hoja con la identificación dieciséis presenta un color amarillo, en cuanto a las raíces se observaron nuevas ramificaciones en las raíces principales, esto es capaz de observarse debido a que presentan un color azul un tanto notorio.

81. Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm y un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
	51.6	81.6	16	

Planta #5B	Tamaño de cada hoja	Número de raíces principales	Cantidad de flores
	Hoja 1: 11	49	Nulo
	Hoja 2: 24.9		
	Hoja 3: 11.2		
	Hoja 4: 19.6		
	Hoja 5: 20.8		
	Hoja 6: 19.4		
	Hoja 7: 12.2		
	Hoja 8: 22.8		
	Hoja 9: 26.7		
	Hoja 10: 18.4		
	Hoja 11: 24.4		
	Hoja 12: 21.1		
	Hoja 13: 26.3		
	Hoja 14: 22.5		
	Hoja 15: 22.5		
	Hoja 16: 15.2		
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
	30	0.7	Nulo



Figura 125. Muestra #5B con un volumen de 2L y una concentración de 50 ppm

A continuación, en la Tabla 82, en la cual se puede observar las mediciones de la planta #6B a un volumen de 2L de agua y una concentración de 60 ppm. Esta planta es la que tiene mayor concentración. Como se puede observar en la Figura 126, la planta aún se encuentra en buenas condiciones pese a la concentración del colorante que esta presenta y al igual que la planta cinco, está también presentó nuevo crecimiento en las raíces. Algunos indicadores muestran que la planta se encuentra en buen estado, esto debido a que cuenta con dos hojas en pleno crecimiento las cuales se identificaron como la hoja 1 y la hoja 15, por otro lado todas sus hojas muestran un color y textura sana.

82. Segunda inspección visual después de 18 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm y un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
----------------	--------------------------------	--------------------------------	------------------------	------------

Planta #6B	47.2	70.7	17	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 3.1 Hoja 2: 12.5 Hoja 3: 17.9 Hoja 4: 20.5 Hoja 5: 23.4 Hoja 6: 24.7 Hoja 7: 18.8 Hoja 8: 19.7 Hoja 9: 19.3* Hoja 10: 22.9 Hoja 11: 22.8 Hoja 12: 18.7 Hoja 13: 17.9 Hoja 14: 17 Hoja 15: 16.9 Hoja 16: 16.3 Hoja 17: 16.3	56	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	23.5	0.4	Nulo	

Figura 126. Muestra #6B con un volumen de 2L y una concentración de 60 ppm.

En la Tabla 83, se observan las características y mediciones finales de la planta #1B a un volumen de 2L, en donde se puede observar que la hoja 1 se marchito por completo, mientras que las demás hojas conservan el color verde característico de este tipo de plantas al igual que mantienen su firmeza, en cuanto a los cambios de las raíces estas mantienen un aspecto sano y no se observan nuevas ramificaciones.

83. Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 10 ppm, a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas	Fotografía
	52	72.5	9	

Planta #1B	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	 Figura 127. Medición final de la planta #1B, a un volumen de 2L.
	Hoja 1: 8 Hoja 2: 22.6 Hoja 3: 25.9 Hoja 4: 24.7 Hoja 5: 25.3 Hoja 6: 20.2 Hoja 7: 26.7 Hoja 8: 26.2 Hoja 9: 19.4	28	1	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	20.5	1.2	13.8	

A continuación en la Tabla 84, la última inspección de la planta #2B, a una concentración de 20 ppm y un volumen de 2L, en la cual podemos observar que las hojas 1 y 5 presentan colores naranjas/café; la hoja 2 está completamente marchita, mientras que la hoja 15 presenta tonalidades amarillas, los cambios más significativos en las raíces es que presentan pigmentación más notoria en dos de sus raíces en comparación de las demás.

84. Última inspección visual después de 54 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 20 ppm a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
	52.8	88.7	15	

Planta #2B	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 14.5 Hoja 2: 5.7 Hoja 3: 19.5 Hoja 4: 18 Hoja 5: 5 Hoja 6: 22.3 Hoja 7: 26.1 Hoja 8: 24.5 Hoja 9: 19.5 Hoja 10: 16 Hoja 11: 20.3 Hoja 12: 21.9 Hoja 13: 20 Hoja 14: 23.5 Hoja 15: 17	36	2	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	35.9	1.3	Flor 1: 13.6 Flor 2: 7.5	

Figura 128. Medición final de la planta #2B a un volumen de 2L.

En la Tabla 85, se observan los resultados de la última medición de la planta #3B a un volumen de 2L, tiene dos hojas afectadas por esta concentración: la hoja 6 ya no presentó signos de crecimiento y la hoja 11 se marchitó por completo. En las raíces se observaron nuevas ramificaciones en algunas de las raíces principales.

85. Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 30 ppm a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #3B	57.7	76.2	11	

Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores
Hoja 1: 9.5 Hoja 2: 6.5 Hoja 3: 20.2 Hoja 4: 26.5 Hoja 5: 14.2 Hoja 6: 5.4 Hoja 7: 23 Hoja 8: 28.7 Hoja 9: 27 Hoja 10: 24.7 Hoja 11: 15.8	39	1
Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
18.5	1.7	19.5



Figura 129. Medición final de la planta #3B, a un volumen de 2L.

Enseguida se muestra la Tabla 86, en la cual documentan los cambios sufridos por la planta #4B, a un volumen de 2L, en la cual se puede observar que las hojas 3 y 5 sufrieron una coloración totalmente amarilla, con tonalidades cafés en las orillas de estas y pérdida casi por completo de su firmeza, la hoja 1 se marchito por completo.

86. Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 40 ppm a un volumen de 2L.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
Planta #4B	56.5	71.7	7	
	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	

	Hoja 1: 7.5 Hoja 2: 28 Hoja 3: 29.6 Hoja 4: 28.7 Hoja 5: 24.6 Hoja 6: 28.6 Hoja 7: 22.3	57	1
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
	15.2	1	15



Figura 130. Medición final de la planta #4B, a un volumen de 2L.

A continuación, observan los datos obtenidos de la planta #5B a un volumen de 2L en la Tabla 87, aquí la hoja 1 y 16 están completamente marchitas, las demás hojas conservan su color característico y su firmeza, en cuanto a las raíces de esta muestra se presentó un aumento de las mismas a comparación de la primera medición.

87. Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 50 ppm.

Identificación	Tamaño de planta sin raíz (cm)	Tamaño de planta con raíz (cm)	Número de hojas	Fotografía
	49.7	79.1	16	

Planta #5B	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores
	Hoja 1: 8.1 Hoja 2: 24.5 Hoja 3: 10.7 Hoja 4: 19 Hoja 5: 20.5 Hoja 6: 19.2 Hoja 7: 12.5 Hoja 8: 22.6 Hoja 9: 26.2 Hoja 10: 18.2 Hoja 11: 23.7 Hoja 12: 20.5 Hoja 13: 26 Hoja 14: 16.2 Hoja 15: 22.1 Hoja 16: 12	64	Nulo
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)
	29.4	0.6	Nulo



Figura 131. Medición final de la planta #5B, a un volumen de 2L.

Por último se presenta la Tabla 88, la cual corresponde a la última inspección visual y medición final de la planta #6B, a un volumen de dos litros de agua, en la cual se puede observar que las hojas que más sufrieron cambios fueron las hojas 1,2,3,16 y 17, esto debido a que presentaron coloración amarilla por completo, otro aspecto a considerar es que la hoja 1 se marchito por completo, mientras que la hoja 2 se encuentra en un proceso de marchitamiento en un 40% y su pérdida de firmeza es considerable.

88. Última inspección visual después de 52 días de contacto entre la planta y el colorante azul de metileno con una concentración de 60 ppm a un volumen de 2L

Identificación	Tamaño de dimensión de planta sin raíz (cm)	Tamaño de dimensión de planta con raíz (cm)	Número de hojas verdes	Fotografía
	45.5	67.5	17	

Planta #6B	Tamaño de cada hoja (cm)	Número de raíces principales (cm)	Cantidad de flores	
	Hoja 1: 1.3 Hoja 2: 10.5 Hoja 3: 17.3 Hoja 4: 20.4 Hoja 5: 22.6 Hoja 6: 23.9 Hoja 7: 18.9 Hoja 8: 18.4 Hoja 9: 19.3 Hoja 10: 22.3 Hoja 11: 23 Hoja 12: 18.7 Hoja 13: 18.2 Hoja 14: 16.7 Hoja 15: 18.7 Hoja 16: 9 Hoja 17: 16.4	60	Nulo	
	Tamaño de raíz más grande (cm)	Tamaño de raíz más pequeña (cm)	Tamaño de cada flor (cm)	
	22	2	Nulo	

Figura 132. Medición de la planta #6B, a un volumen de 2L.

A continuación se presenta la Tabla 89, en donde se observan los cambios sufridos de la planta desde la adaptación, hasta el final del experimento (ver figuras 133, 134 y 135) con una concentración inicial de 10 ppm en un volumen de 2L, en donde se observan los cambios que sufrió la planta #1B, a un volumen de 2L.

89. Cambios considerables de la planta #1B, aun volumen de 2L.

Muestra	Aspecto Inicial 27 Marzo 2024	Aspecto intermedio 8 Abril 2024	Aspecto final 13 Mayo 2024
---------	----------------------------------	------------------------------------	-------------------------------

10 ppm	Esta planta muestra presentaba un estado sano, ya que su flor ya presentaba una floración considerable.	Las hojas se encuentran en un buen estado, la flor para esta segunda inspección ya había florecido en su totalidad.	Comenzaron a presentar color amarillo en las hojas, pero no perdieron firmeza, aunque las tonalidades amarillas se volvieron más oscuras.
	 Figura 133. Primera medición de la planta #1B, volumen 2L.	 Figura 134. Segunda medición de la planta #1B, volumen 2L.	 Figura 135. Última medición de la planta #1B, volumen 2L.

A continuación, se presenta Tabla 90 en la cual se presenta la evidencia fotográfica de la planta muestra #2B a un volumen de 2L en la cual se mantuvo en contacto directo con una concentración de 20 ppm, en donde se pueden observar los cambios significativos de esta planta en las figuras 136, 137 y 138.

90		#2B	
Muestra	Aspecto Inicial 27 Marzo 2024	Aspecto intermedio 8 Abril 2024	Aspecto final 13 Mayo 2024
20 ppm	La planta presentaba un aspecto sano ya que el brote de su flor aún se encontraba en crecimiento debido a que todavía no florecía por completo.	En esta segunda inspección la flor de la planta ya se había abierto (florecido) por completo, además de que una de sus hojas ya comenzaba a mostrar tonalidades amarillas.	En el aspecto final de esta planta se pudo observar que las raíces no se pigmentaron debido a la concentración de colorante que esta muestra presentó.
	 Figura 136. Primera medición de la planta #2B, volumen 2L.	 Figura 137. Segunda medición de la planta #2B, volumen 2L.	 Figura 138. Última medición de la planta #2B, volumen 2L.

A continuación, se presenta la Tabla 91, en la cual se observan los cambios más significativos de la planta tres a una concentración de 30 ppm en un volumen de dos litros de agua con colorante azul de metileno, ver Figuras 139-141.

91.Cambios considerables de la planta #3B, a un volumen de 2L.

Muestra	Aspecto Inicial 27 Marzo 2024	Aspecto intermedio 8 Abril 2024	Aspecto final 13 Mayo 2024
30 ppm	La planta en general presentaba un color verde brillante y la flor no florecía en absoluto.	La flor comenzó a desenvolverse un poco lo que indicaba que su floración estaba cerca, por otro lado una de sus hojas ya comenzaba a presentar tonalidades amarillas.	Como bien se mencionó esta planta presentó cambios significativos en su flor, por otro lado sus raíces mostraron disminución de las mismas, así como una ligera pigmentación de las mismas.
	 Figura 139. Primera inspección de la planta #3B, volumen 2L.	 Figura 140. Segunda inspección de la planta #3B, volumen 2L.	 Figura 141. Última medición de la planta #3B, volumen 2L.

A continuación, en la Tabla 76, se visualizan las evidencias fotográficas de los cambios registrados en la planta #4B, a un volumen de dos litros y una concentración de 40 ppm respectivamente.

Muestra	Aspecto Inicial 27 Marzo 2024	Aspecto intermedio 8 Abril 2024	Aspecto final 13 Mayo 2024
40 ppm	Esta planta presentaba un color verde brillante, además de que es una de las plantas con mayor número de raíces.	La hoja uno de la planta presenta perdida de firmeza y de color, mientras que las hojas 3 y 5 comienzan a presentar pigmentación amarillenta.	Se observó un cambio significativo en tres de sus hojas y en el tallo, debido a que el color ya se comenzaba a observar en algunas partes del tallo.
	 Figura 142. Primera inspección de planta #4B, volumen 2L.	 Figura 143. Segunda inspección planta #4B, volumen 2L.	 Figura 144. Última medición de la planta #4B, volumen 2L.

En la Tabla 93, se observan las evidencias fotográficas sobre los cambios físicos que se presentaron durante las tres mediciones de la planta #5B, a un volumen de dos litros de agua, en donde se puede observar que esta experimento varios cambios entre los cuales son las flores marchitas que presentó.

93. Cambios considerables de la planta #5B, a un volumen de 2L.

Muestra	Aspecto Inicial 27 Marzo 2024	Aspecto intermedio 8 Abril 2024	Aspecto final 13 Mayo 2024
50 ppm	La hoja uno ya presenta tonalidades amarillas al final de la hoja, al igual que la planta cuatro es de las que mayor cantidad de raíces posee.	La hoja uno está completamente marchita al momento de esta segunda inspección visual.	Al igual que en la planta de 40 ppm a dos litros de agua, en esta planta también se observó una pigmentación azul en el tallo.
	 Figura 145. Primera inspección de la planta #5B, volumen 2L.	 Figura 146. Segunda inspección de la planta #5B, volumen 2L.	 Figura 147. Última medición de la planta #5B, volumen 2L.

Por último, se presenta la Tabla 94, en la cual se puede observar los cambios que sufrió la planta muestra durante su contacto directo con el colorante azul de metileno en el cual se pudieron observar cambios significativos dentro de esta muestra, esto debido a que fue la planta con mayor concentración que estuvo expuesta.

Muestra	Aspecto Inicial 27 Marzo 2024	Aspecto intermedio 8 Abril 2024	Aspecto final 13 Mayo 2024
60 ppm	La hoja uno y quince aún se encuentran en desarrollo, todas las hojas que posee mu verde característico de esta planta.	Una de las hojas ya presenta una coloración amarilla significativa, lo que podría indicar que estaría a días de marchitarse por completo.	Esta muestra en su aspecto final presentó mayor cambio en las hojas, debido a que estas fueron indicador para determinar los daños que sufrió la planta esto debido a que varias de sus hojas se vieron afectadas, en cuanto a sus raíces el colorante abarco áreas en el cual se pudo observar una concentración de color mayor y significativo para la planta muestra.
	 Figura 148. Primera inspección visual de la planta #6B, volumen 2L	 Figura 149. Segunda inspección visual de la planta #6B, volumen 2L.	 Figura 150. Última medición de la planta #6B, volumen 2L.

A continuación, se observan las mediciones finales de las plantas muestras del periodo B con un volumen de 2L, como se observa en la Tabla 95.

Tabla 95. Medición del crecimiento de las plantas en un volumen de 2L.

Concentración ppm	Primera Medición cm 27 Marzo 2024	Segunda Medición cm 8 Abril 2024	Medición Final cm 13 Mayo 2024
10	72.7	72.1	72.5
20	80.8	81.6	88.7
30	77.2	76.5	76.2
40	73	71.7	71.7
50	80.2	81.6	79.1
60	73.6	70.7	67.5

Una vez analizada la tabla anterior se determinó que las plantas de concentraciones de 30, 50 y 60 ppm disminuyeron su tamaño, aunque esta disminución no es visible a simple vista, las mediciones realizadas arrojaron que la disminución de tamaño comenzó a surgir a partir de la segunda medición realizada, mientras que las demás plantas mostraron un aumento de tamaño considerable como lo es el caso de la planta muestra a 20 ppm.

En las figuras 151 a la 156, se muestran las fotografías finales de las plantas del periodo B fuera del agua en donde se observan los cambios significativos de cada una de ellas.

En la Figura 151, se muestra a la planta #1B, en esta fotografía se observa que una de las hojas de la planta se marchito por completo en esta concentración, la hoja que se marchitó fue la más cercana al tallo y era una de las hojas más pequeñas que poseía esta planta, en la parte de las raíces estas no se encontraban pigmentadas.



Figura 151. Observación final muestra de azul de metileno a 10 ppm, en un volumen de 2L.

En la Figura 152, se observa la planta #2B, que estuvo en contacto directo a una concentración de 20 ppm a un volumen correspondiente a 2L de agua, resultó ser afectada en tres de sus hojas, debido a que durante las mediciones estas hojas presentaron pigmentación amarilla con café lo que indicaba que las hojas podrían perder firmeza y terminar marchitándose, tal como se muestra en la Figura 152.



Figura 152. Observación final muestra de azul de metileno a 20 ppm, en un volumen de 2L.

En la Figura 153, se observa la planta #3B, la cual experimento cambios significantes en sus hojas, como se puede observar en la Figura 153, esta planta experimento cambios en una de sus hojas, puesto que presentó pigmentación amarilla y pérdida de firmeza de la misma, en cuanto a las raíces estas solo estaban pigmentadas las raíces principales más pequeñas que esta posee, por lo que la pigmentación en las raíces no era notorio a simple vista.



Figura 153. Observación final muestra de azul de metileno a 30 ppm, en un volumen de 2L. A partir de las concentraciones de 40 a 60 ppm, fue donde se experimentaron más cambios físicos en las plantas muestras, esto debido a que eran las concentraciones más altas que se utilizaron en la parte experimental.

En la Figura 154, se observa la planta #4B, cuya concentración fue de 40 ppm la planta experimento cambios significativos en tres de sus hojas, puesto que dos de ellas se encontraron amarillas por completo y una pérdida de firmeza en las hojas afectadas, mientras que por otro lado una de sus hojas se marchito por completo, asimismo a partir de esta concentración las raíces se comenzaron a pigmentar cada vez más debido a las altas concentraciones de colorante azul de metileno a las que fueron sometidas.



Figura 154. Observación final muestra de azul de metileno a 40 ppm, a un volumen de 2L.

En la Figura 155, se observa la planta #5B, en la cual se puede observar que sufrió cambios en dos de sus hojas ya que una de las hojas se marchito por completo, mientras que otra de sus hojas se encontró con una pigmentación café y una pérdida de firmeza considerable, lo que indica que podría marchitarse por completo con el

paso de los días, por otro lado sus raíces se encuentran completamente pigmentadas debido al colorante, de acuerdo a una inspección visual se determinó que en varias de sus raíces se observaba una acumulación de colorante.



Figura 155.Observación final de la muestra de azul de metileno a 50 ppm, a un volumen de 2L.

En la Figura 156, se observa la planta #6B, en la cual se pueden observar los cambios más significativos de esta planta, ya que los cambios visuales más significativos fueron las hojas, debido a que más de una sufrió cambios entre los cuales se encontraba cambios de color, pérdida de firmeza o se marchitaron por completo, en cuanto a las raíces estas fueron las más pigmentadas de todas la plantas muestras.



Figura 156.Observación final de la muestra azul de metileno a 60 ppm, a un volumen de 2L.

A continuación se presenta la Tabla 96, que representa los valores del volumen y la concentración de colorante azul de metileno a la que estuvieron sometidas cada una de las plantas.

Tabla 96.Concentraciones de azul de metileno para cada muestra a un volumen de 2L.

Concentraciones de Azul de Metileno		
Planta Muestra	Volumen inicial	Concentración en ppm
Planta #1B	2L de agua	10
Planta #2B		20
Planta #3B		30
Planta #4B		40
Planta #5B		50
Planta #6B		60

En las Tablas de la 97 a la 104, se observan los resultados de las absorbancias y de las concentraciones de los muestreos realizados a cada una de las plantas durante diferentes periodos de tiempo hasta completar un periodo de 52 días para la plantas a un volumen de 2L de agua.

En la Tabla 97, se observan los resultados de las absorbancias del primer muestreo de fecha correspondiente del 1 de Abril del 2024 después de 11 días de contacto con el colorante azul de metileno.

97. Primera medición de absorbancia plantas volumen 2L, correspondiente al 1 de Abril del 2024.

Fecha realización 01 Abril 2024		
Segundo muestreo	Concentración ppm	Valor absorbancia
1	10	0.038
2	20	0.023
3	30	0.094
4	40	0.158
5	50	0.038
6	60	0.037

A simple vista las muestras de 10 a 30 ppm parecían no tener presencia de color alguna, por otra parte la muestra de 40 ppm presentaba un color muy intenso, para la concentración de colorante a las que esta fue sometida, incluso dando así una lectura de longitud de onda mayor a la concentración de 60 ppm.

A continuación se presenta la Tabla 98, en la cual se observan los resultados del análisis del segundo muestreo, después, de pasar 17 días de contacto entre las plantas y el colorante.

Tabla 98. Segunda medición de absorbancias plantas volumen 2L, correspondiente al 8 de Abril del 2024.

Fecha realización 08 Abril 2024		
Segundo muestreo	Concentración ppm	Valor absorbancia
1	10	0.009
2	20	0.019
3	30	0.045
4	40	0.100
5	50	0.058
6	60	0.078

Como se puede observar en la Tabla 98, los valores de absorbancia de las prueba de 40 ppm disminuyeron considerablemente pero aún se mantienen altos a comparación de los resultados obtenidos en las muestras de 10 a 30 ppm.

A continuación se presenta la Tabla 99 en la cual se observan los resultados de la tercera medición de la absorbancia de las plantas muestra a un volumen de 2L, que corresponden a la fecha de 15 de Abril 2024 y de manera correspondiente representa a 24 días de contacto con el colorante azul de metileno.

Tabla 99.Tercera medición de absorbancias, 15 Abril 2024, a un volumen de 2L.

Fecha de muestreo 15 Abril 2024		
Tercer muestreo	Concentración ppm	Valor absorbancia
1	10	0.004
2	20	0.016
3	30	0.021
4	40	0.061
5	50	0.069
6	60	0.081

En seguida se presenta la Tabla 100, en donde se observan los resultados obtenidos de la lectura de absorbancias de la cuarta medición de las muestras acorde a la fecha del 22 de Abril del 2024, en donde estas muestras estuvieron a 31 días de contacto con el colorante azul de metileno.

Tabla 100.Cuarta medición de absorbancias 22 Abril 2024, a un volumen de 2L.

Fecha de muestreo 22 Abril 2024		
Cuarto muestreo	Concentración ppm	Valor de absorbancia
1	10	0.012
2	20	0.022
3	30	0.036
4	40	0.080
5	50	0.105
6	60	0.131

Como se presentó en la tabla anterior los valores de absorbancia disminuyeron significativos en las concentraciones de 10 a 40 ppm, a comparación de la primera lectura de absorbancia (ver Tabla 97).

A continuación se presenta la Tabla 101 correspondiente a la quinta lectura de absorbancia, realizada el 29 de Abril, la cual registró la interacción del colorante durante 38 días de contacto directo.

101.Quinta medición de absorbancias 29 Abril 2024, a un volumen de 2L.

Fecha de muestreo 29 Abril 2024		
Quinto muestreo	Concentración ppm	Valor de absorbancia
1	10	0.022
2	20	0.025
3	30	0.043
4	40	0.085
5	50	0.105
6	60	0.131

A continuación se presenta la Tabla 102, en la cual se observa la sexta medición de absorbancias de las plantas muestra la cual corresponde a la fecha 1 de Mayo 2024 una vez que el colorante estuvo en contacto con el colorante por 40 días, la variación de toma de muestra entre los demás muestreos y este sexto muestreo se debió principalmente a que los valores obtenidos en el quinto muestreo arrojaron un aumento considerable en las lecturas de las muestras de agua de las concentraciones de 50 y 60 ppm, por lo que este sexto muestreo fue realizado dos días después del quinto muestreo para determinar y corroborar los datos de absorbancia.

Tabla 102.Sexta medición de absorbancia 1 Mayo 2024, a un volumen de 2L.

Fecha de muestreo 1 Mayo 2024		
Sexto muestreo	Concentración ppm	Valor de absorbancia
1	10	0.029

2	20	0.022
3	30	0.027
4	40	0.074
5	50	0.141
6	60	0.225

Como se pudo observar en la tabla antes mencionada, la corroboración de datos fue parte fundamental para determinar los nuevos valores de las absorbancias y la comparación de los valores obtenidos en el quinto muestreo, en el sexto muestreo se determinó que el valor obtenido en la concentración de 10 ppm hubo un aumento considerable en los valores de absorbancia a comparación de la quinta lectura de absorbancia realizada.

Posteriormente se presenta la Tabla 103, en la cual se observan los valores obtenidos de las lecturas de absorbancias de las plantas muestras después de estar en contacto con el colorante por 45 días de contacto, que corresponden a la fecha 6 de Mayo 2024.

Tabla 103. Septima medición de absorbancia 6 Mayo 2024, a un volumen de 2L.

Fecha de muestreo 6 Mayo 2024		
Séptimo muestreo	Concentración ppm	Valor de absorbancia
1	10	0.023
2	20	0.073
3	30	0.045
4	40	0.096
5	50	0.385
6	60	0.533

A continuación se presenta la Tabla 104, en la cual se observan los resultados de la última lectura de absorbancia para las muestras correspondientes, las cuales empezaron con 2 L de agua, las cuales corresponden a 52 días de contacto directo con el colorante.

Tabla 104. Octava medición de absorbancia 13 Mayo 2024, a un volumen de 2L.

Fecha de muestreo 13 Mayo 2024		
Séptimo muestreo	Concentración ppm	Valor de absorbancia
1	10	0.050
2	20	0.023
3	30	0.075
4	40	0.159
5	50	0.761
6	60	0.684

Por consecuencia se presenta la Tabla 105, en la cual se observan los resultados de cada una de las lecturas realizadas a las plantas muestras con un volumen de 2L.

105. Valores finales de las absorbancias de las plantas muestra a un volumen de 2L.

Concentración	1ra lectura	2da lectura	3ra lectura	4ta lectura	5ta lectura	6ta lectura	7ma lectura	8va lectura
10 ppm	0.038	0.009	0.004	0.012	0.022	0.029	0.023	0.050
20 ppm	0.023	0.019	0.016	0.022	0.025	0.022	0.073	0.023
30 ppm	0.094	0.045	0.021	0.036	0.043	0.027	0.045	0.075
40 ppm	0.158	0.100	0.061	0.080	0.085	0.074	0.096	0.159
50 ppm	0.038	0.058	0.069	0.105	0.180	0.141	0.385	0.761
60 ppm	0.037	0.078	0.081	0.131	0.252	0.255	0.533	0.684

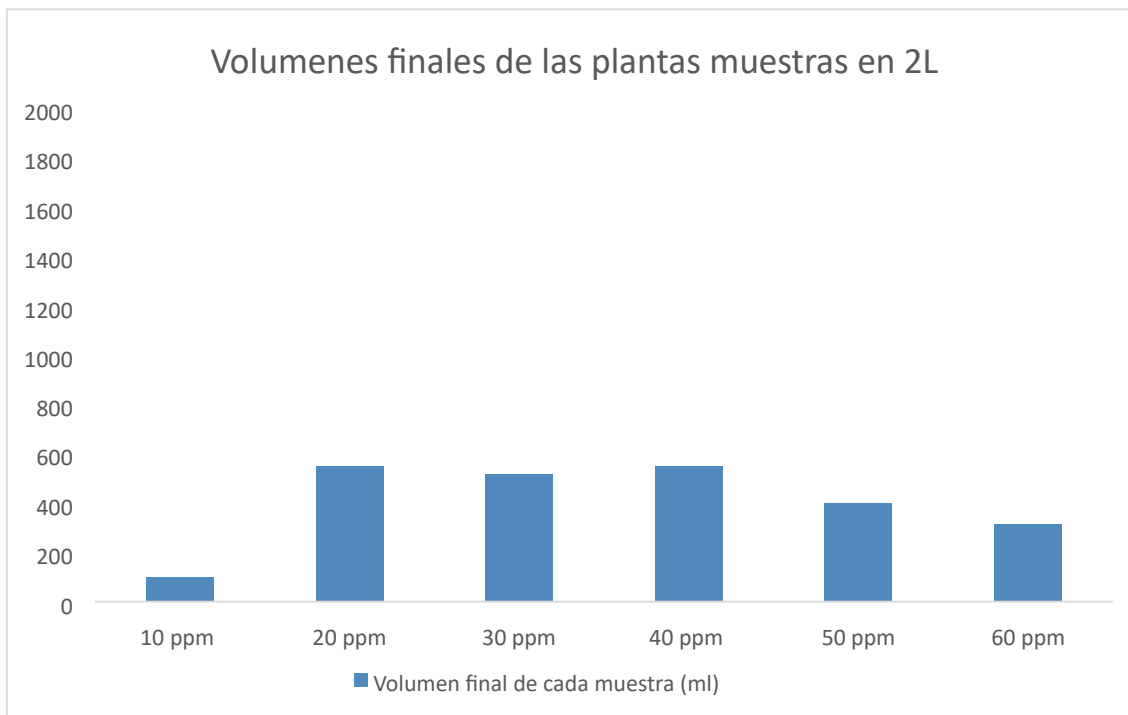
A continuación se presenta la Tabla 106, correspondiente a los volúmenes de las plantas muestras con un volumen inicial de 2 L (2000 ml) de agua, en la cual se observan los volúmenes obtenidos para las muestras de laboratorio y el volumen final de cada una de las plantas muestra.

Tabla 106. Volúmenes de las plantas muestras, 2 L.

Planta Muestra	Muestra	Volumen Inicial (ml)	Volumen obtenido para muestras (ml)	Volumen final de cada muestra (ml)
----------------	---------	----------------------	-------------------------------------	------------------------------------

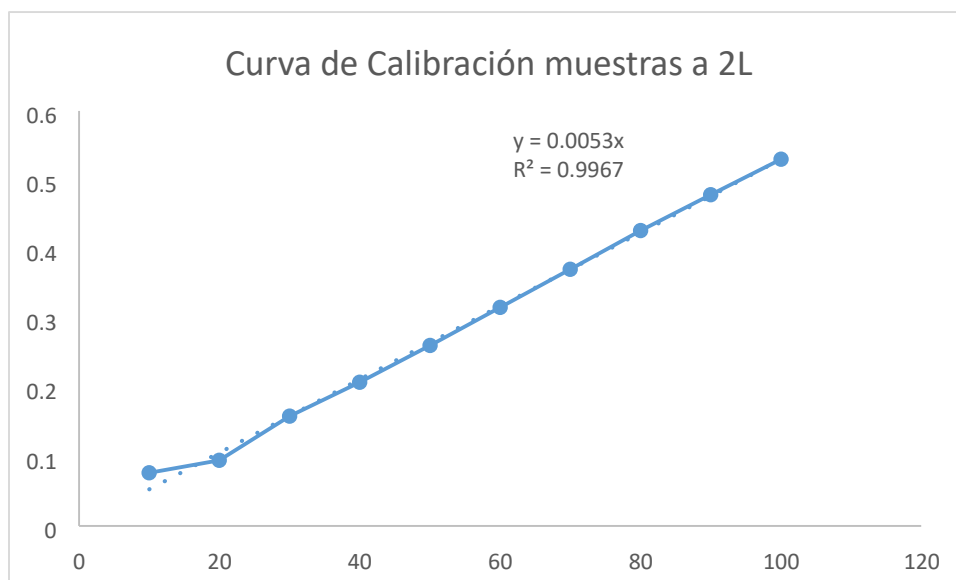
#1B	10 ppm	2000	80	100
#2B	20 ppm			550
#3B	30 ppm			515
#4B	40 ppm			550
#5B	50 ppm			400
#6B	60 ppm			315

Como se pudo observar en la tabla anterior los volúmenes utilizados por las plantas fueron más notorios que en las plantas muestras a un volumen de 500 ml (ver Tabla 53), esto debido a que la cantidad de volumen fue mayor, y la toma de nuestra de agua igual fue constante, asimismo se observa que la planta que presentó mayor pérdida de volumen fue la planta uno debido a que esta presentó un volumen final de 100 ml de agua, una vez mencionado lo anterior se presenta la Gráfica 14, en la cual se puede observar mejor la pérdida de volumen en cada muestra y se observan mejor la variación de los resultados.



Gráfica 14. Análisis de los volúmenes de las plantas muestras en 2 L.

Una vez realizadas las observaciones correspondientes de cada una de las absorbancias de las plantas muestras a un volumen de 2L, se procedió a realizar una curva de calibración como se observa en la Gráfica 15.



Gráfica 15. Curva de calibración para las plantas muestras a 2L.

Una vez obtenida la curva de calibración como se observa en la gráfica, así como la obtención de cada una de las absorbancias de los muestreos realizados se procedió a realizar los cálculos correspondientes con las fórmulas que se presentaron anteriormente (ver Tabla 54).

A continuación se presenta la Tabla 107, en la cual se observan y analizan los cálculos realizados del porcentaje de remoción para las muestras a 11 días de contacto para las plantas a dos litros de agua.

Tabla 107.Cálculos de remoción, primera lectura a plantas de 2L.

Primera lectura : 11 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.077	0.038	50.64	10	7.17	28.30
20	0.095	0.023	75.78	20	4.34	78.30
30	0.159	0.094	40.88	30	17.73	40.88
40	0.208	0.158	24.03	40	29.81	25.47
50	0.261	0.038	85.44	50	7.17	85.66
60	0.316	0.037	88.29	60	6.98	88.36

A continuación se presenta la Tabla 108, en la cual se observan los resultados del porcentaje de remoción de las plantas a 17 días de contacto, en donde el valor de remoción más bajo corresponde a un 52.83%.

Tabla 108.Cálculos de remoción, segunda lectura a plantas de 2L.

Segunda lectura : 17 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.077	0.006	92.20	10	1.13	88.67
20	0.095	0.019	80.00	20	3.58	82.07
30	0.159	0.045	71.69	30	8.49	71.69
40	0.208	0.1	51.92	40	18.86	52.83

50	0.261	0.058	77.77	50	10.94	78.11
60	0.316	0.078	75.31	60	14.71	75.47

A continuación se presenta la Tabla 109, en la cual se puede observar los valores del porcentaje de remoción de las muestras de agua después de 24 días de contacto, en donde se presentó mayor remoción en la concentración de 10 ppm.

Tabla 109.Calculos de remoción, tercera lectura a plantas de 2L.

Tercera lectura : 24 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.077	0.004	94.80	10	0.75	92.45
20	0.095	0.016	83.15	20	3.01	84.90
30	0.159	0.021	2.69	30	3.96	86.79
40	0.208	0.061	70.67	40	11.50	71.22
50	0.261	0.069	73.56	50	13.01	73.96
60	0.316	0.081	74.36	60	15.28	74.52

A continuación se presenta la Tabla 110, en la cual se muestran los resultados de remoción para las muestras de agua en un periodo de 31 días de contacto, en donde el valor más bajo obtenido fue de 58.80%.

Tabla 110.Calculos de remoción, cuarta lectura a plantas de 2L

Cuarta lectura : 31 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.077	0.012	84.41	10	2.26	77.35
20	0.095	0.022	76.84	20	4.15	79.24
30	0.159	0.066	58.49	30	12.45	58.49
40	0.208	0.08	61.53	40	15.09	62.26
50	0.261	0.105	59.77	50	19.81	60.37
60	0.316	0.131	58.54	60	24.71	58.80

A continuación se presenta la Tabla 111, en la cual se muestran los valores del porcentaje de remoción para las muestras a 38 días de contacto, con un valor de remoción bajo de 20.75%.

Tabla 111. Calculos de remoción, quinta lectura a plantas de 2L.

Quinta lectura : 38 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.077	0.022	71.42	10	4.15	58.49
20	0.095	0.025	73.68	20	4.71	76.41
30	0.159	0.116	27.04	30	21.88	27.04
40	0.208	0.085	59.13	40	16.03	59.90
50	0.261	0.18	31.03	50	33.96	32.07
60	0.316	0.252	20.25	60	47.54	20.75

Por último se presenta la Tabla 112, en la cual se observan los resultados a 46 días de contacto, entre las plantas y el colorante azul de metileno, en donde el porcentaje de remoción más bajo registrado fue de 29.24%.

Tabla 112. Calculos de remoción, sexta lectura a plantas de 2L.

Sexta lectura : 46 días de contacto						
Concentración	ABS de concentración inicial	ABS obtenidas de muestras	% Biodegradación	Concentración inicial	Concentración final	% de remoción
10	0.077	0.029	62.33	10	5.47	45.28
20	0.095	0.022	76.84	20	4.15	79.24
30	0.159	0.054	66.03	30	10.18	66.03
40	0.208	0.074	64.42	40	13.96	65.09
50	0.261	0.141	45.97	50	26.60	46.79

60	0.316	0.225	28.79	60	42.45	29.24
----	-------	-------	-------	----	-------	-------

Una vez realizados los cálculos correspondientes a cada una de las muestras a continuación se presenta la tabla 113, en la cual se observan las gráficas obtenidas del porcentaje de remoción de cada lectura realizada a las plantas muestras.

Tabla 113. Datos de remoción, obtenidos de la primera lectura, volumen de 2L.

Concentración	Primera Lectura % de remoción	Gráfica
10	28.30	Gráfica 16. Datos de remoción, primera lectura de plantas muestras a 2L.
20	78.30	
30	40.88	
40	25.47	
50	85.66	
60	88.36	

Como se puede observar en la Gráfica 16, se pueden observar una variación entre los datos obtenidos, entre las seis plantas en la primera lectura, debido a que la planta a una concentración de 10 y 40 ppm no presentó un valor considerable, mientras que para la planta de 60 ppm mostró un valor aceptable, para once días de contacto.

A continuación se presenta la Tabla 114, la cual corresponde a los datos de remoción obtenidos de la segunda lectura realizada.

Tabla 114. Datos de remoción, obtenidos de la segunda lectura, volumen de 2L.

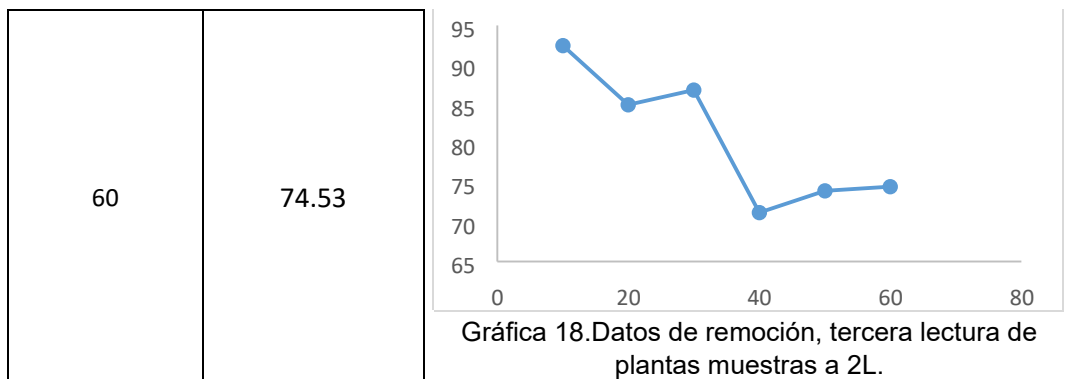
Concentración	Segunda Lectura % de remoción	Gráfica
10	88.68	Segunda Lectura Gráfica 17. Datos de remoción, segunda lectura de plantas muestras a 2L.
20	82.08	
30	71.70	
40	52.83	
50	78.11	
60	75.47	

Para los resultados de remoción de la segunda lectura se observó un aumento del porcentaje de remoción de la planta a una concentración de 10 ppm, debido a que 17 días después del contacto hubo una mayor remoción, mientras que en la planta de 50 y 60 ppm hubo una disminución en la remoción.

A continuación se presenta la Tabla 115, correspondiente a los valores de remoción obtenidos de la tercera lectura realizada.

Tabla 115. Datos de remoción, obtenidos de la tercera lectura, volumen 2L.

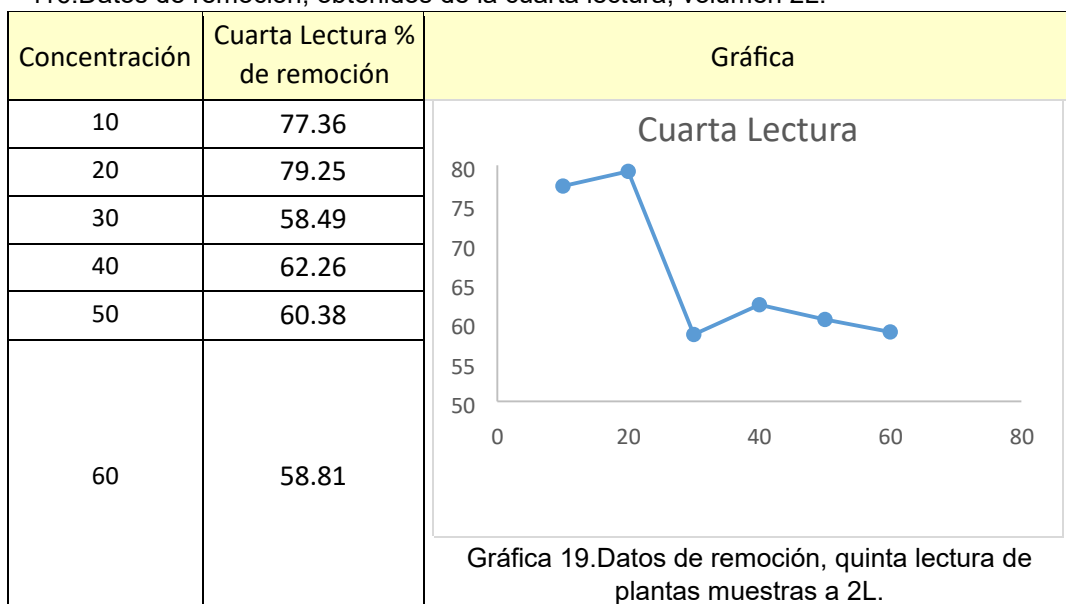
Concentración	Tercera Lectura % de remoción	Gráfica
10	92.45	Tercera Lectura
20	84.91	
30	86.79	
40	71.23	
50	73.96	



Como se puede observar en la Gráfica 18, después de 24 días de contacto, el porcentaje de remoción para la planta de 10 ,30 y 40 ppm hubo un aumento en la remoción del porcentaje obtenido, mientras que en las plantas de 50 y 60 ppm sigue habiendo una disminución.

A continuación en la Tabla 116 se observan los valores de remoción obtenidos de la curta lectura realizada.

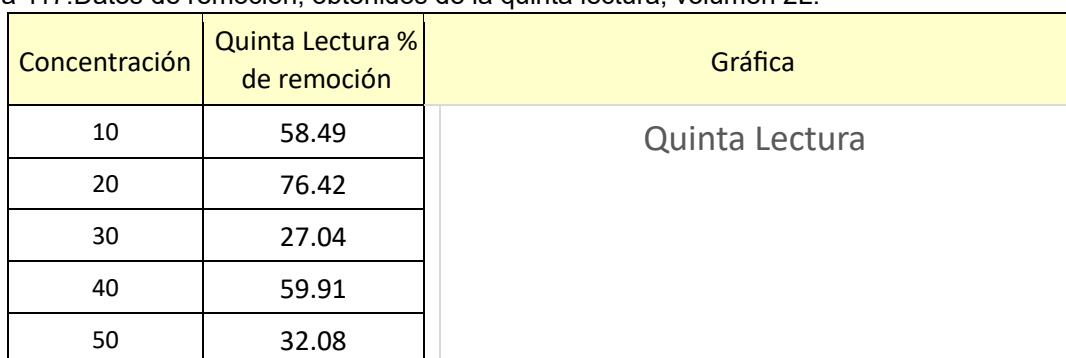
116.Datos de remoción, obtenidos de la cuarta lectura, volumen 2L.

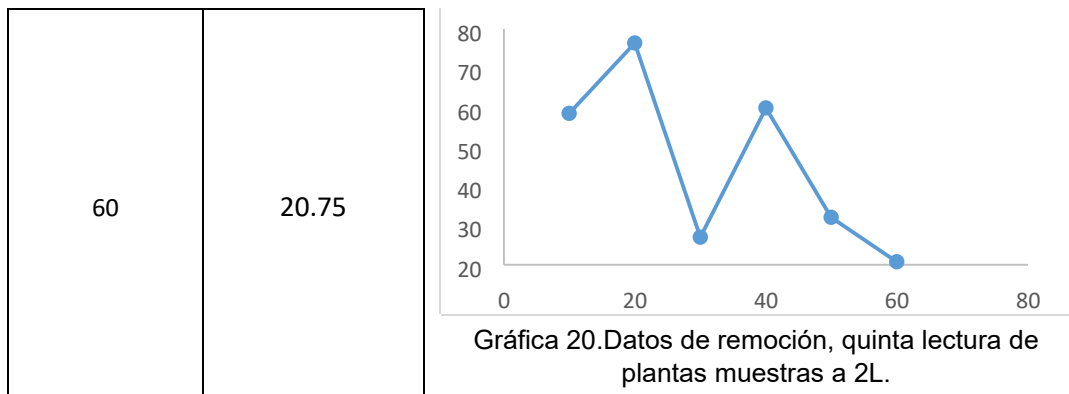


Como se puede observar en la Gráfica 19, los valores presentados, después de 31 días de contacto disminuyeron para las plantas expuestas a las concentraciones de 10, 20, 40, 50, 60 ppm, mientras que para la planta expuesta a una concentración de 30 ppm presentó un aumento en el porcentaje de remoción.

A continuación se presenta la Tabla 117, en donde se registran los datos de remoción obtenidos de la quinta lectura realizada.

Tabla 117.Datos de remoción, obtenidos de la quinta lectura, volumen 2L.

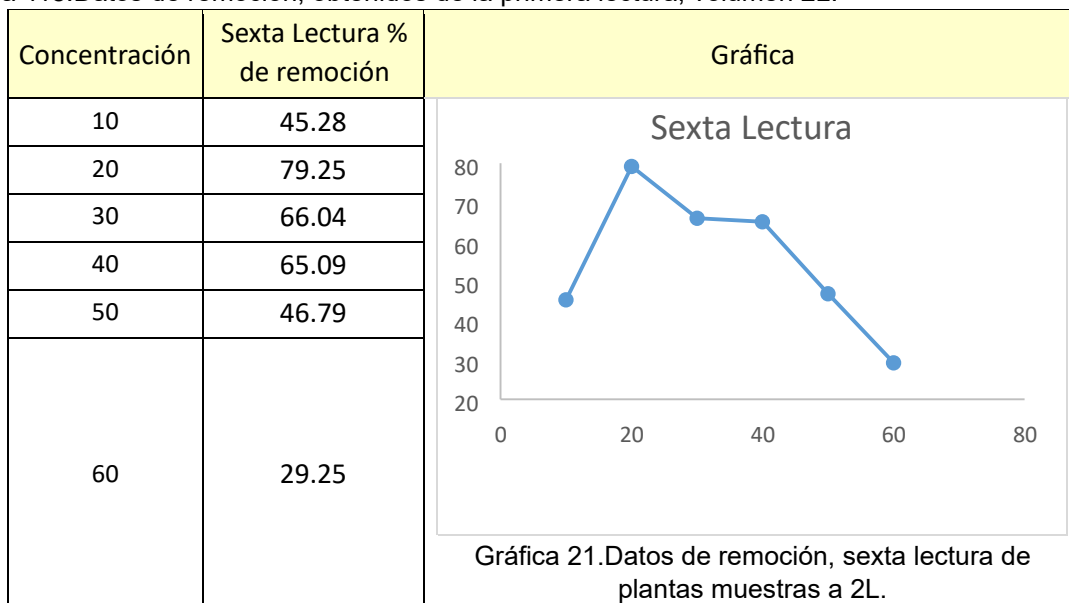




Como se puede observar en la Gráfica 20, correspondiente a 38 días de contacto, los valores del porcentaje de remoción disminuyeron en cada una de las plantas muestras, siendo el cambio más notorio en las plantas muestras a una concentración de 30, 50 y 60 ppm, a comparación de la cuarta lectura.

A continuación se presenta la Tabla 118, en la cual se observan los valores de remoción obtenidos de la sexta lectura realizada.

Tabla 118. Datos de remoción, obtenidos de la primera lectura, volumen 2L.

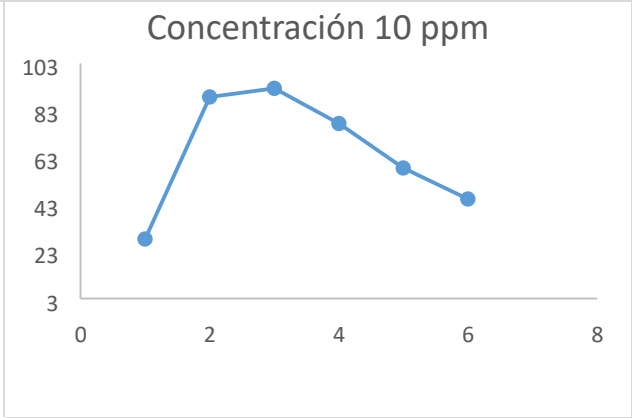


Por último se presenta la Gráfica 21, en la cual se observan los últimos valores del porcentaje de remoción en la cual se puede observar que los valores más bajos de

remoción corresponden a las plantas de 50 y 60 ppm, después de un periodo de experimentación de 46 días de contacto.

Una vez analizados los valores obtenidos de cada uno de los porcentajes de remoción de las plantas con la identificación *B*, a continuación se presenta la Tabla 119, en la cual se observa la gráficas correspondientes al promedio generado de la primera lectura realizada, respecto al tiempo.

119.Promedio de remoción planta muestra a 10 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.

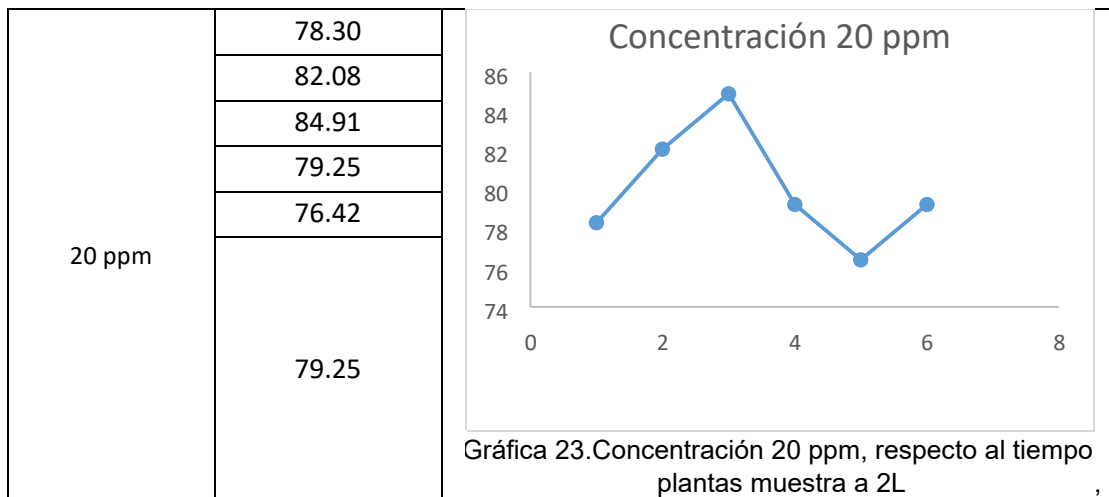
Concentración	Primera Lectura % de remoción	Gráfica
10 ppm	28.30	 Concentración 10 ppm Gráfica 22. Concentración 10 ppm, respecto al tiempo plantas muestra a 2L.
	88.68	
	92.45	
	77.36	
	58.49	
	45.28	

Como se puede apreciar en la Gráfica 22, el punto más alto obtenido de las seis lecturas realizadas a la planta muestra de 10 ppm, corresponde a la lectura tres con un periodo de tiempo de 24 días de contacto, puesto a que durante este intervalo de tiempo se obtuvo un porcentaje de remoción del 92.57%.

A continuación se presenta la Tabla 120 en la cual se puede observar los porcentajes de remoción de la planta a 20 ppm, con respecto al tiempo.

Tabla 120.Promedio de remoción planta muestra a 20 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.

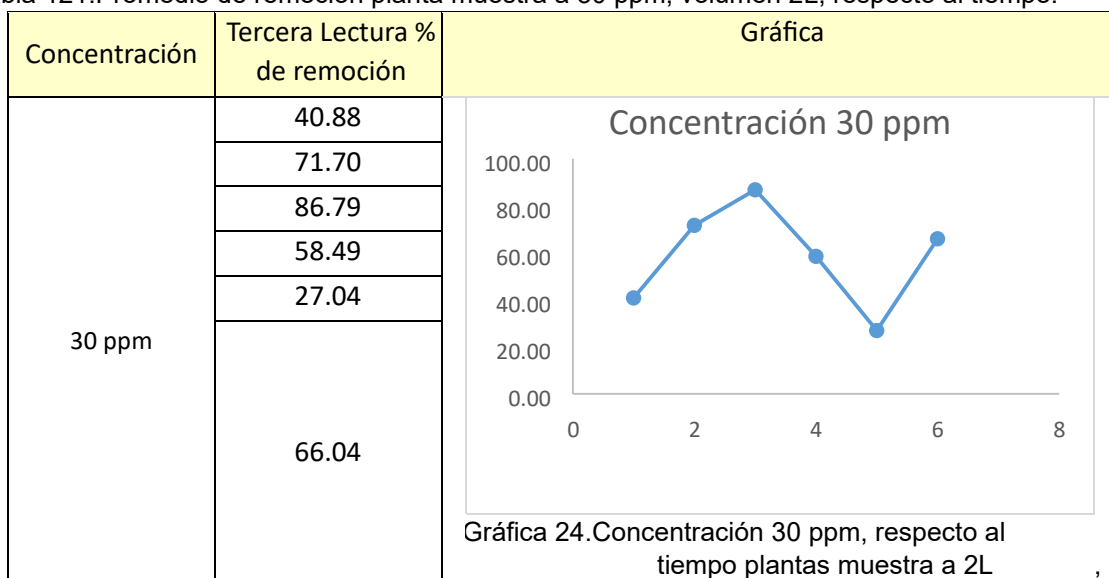
Concentración	Segunda Lectura % de remoción	Gráfica
---------------	----------------------------------	---------



Como se puede observar en la Gráfica 23, el punto de remoción más alto obtenido durante los seis muestreos para la planta a esta concentración fue el obtenido en la lectura número tres, correspondiente a 24 días de contacto, ya que el valor arrojado por la misma fue de un 84.91% de remoción.

A continuación se presenta la Tabla 121, en el cual se analizan los valores de absorbancia obtenidos respecto al tiempo.

Tabla 121. Promedio de remoción planta muestra a 30 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.



El punto más alto obtenido en esta concentración de acuerdo a los datos recabados durante las tomas de muestras y los porcentajes de remoción obtenidos corresponde al valor de la tercera muestra obtenida, con un valor de 86.79% como se puede observar en la Gráfica 24.

A continuación en la Tabla 122, se mencionan y analizan los datos de remoción obtenidos de los resultados obtenidos para la planta muestra a 40 ppm.

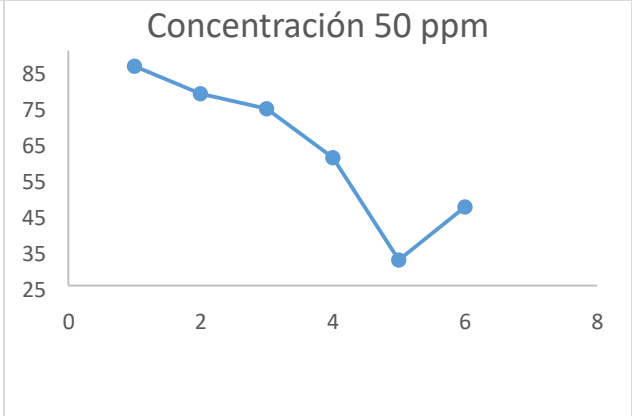
122.Promedio de remoción planta muestra a 40 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.

Concentración	Cuarta Lectura % de remoción	Gráfica
40 ppm	25.47	Concentración 40 ppm Gráfica 25. Concentración 40 ppm, respecto al tiempo plantas muestra a 2L
	52.83	
	71.23	
	62.26	
	59.91	
	65.09	

Como se puede apreciar en la Gráfica 26, el valor más alto registrado para la planta muestra a 40 ppm, fue de 71.23%, que corresponde a 24 días de contacto.

A continuación en la Tabla 123, se hace mención de los datos obtenidos del porcentaje de remoción a la planta de 50 ppm.

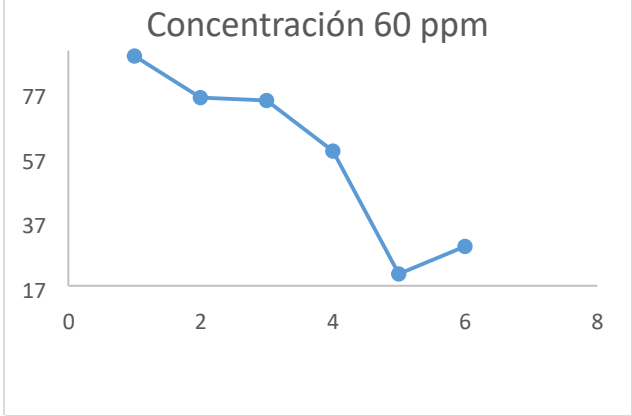
Tabla 123.Promedio de remoción planta muestra a 50 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.

Concentración	Quinta Lectura % de remoción	Gráfica
50 ppm	85.66	 Gráfica 26. Concentración 50 ppm, respecto al tiempo plantas muestra a 2L
	78.11	
	73.96	
	60.38	
	32.08	
	46.79	

En la Gráfica 26, se observan los valores de remoción obtenidos para la planta muestra a 50 ppm, siendo esta una de las plantas con mayor concentración, el valor de remoción más alto fue de 85.66% de remoción, obtenido en un periodo de 11 días de contacto.

Por último, se presenta la Tabla 124, en la cual se observan los valores correspondientes a la remoción registrada para la planta a 60 ppm.

Tabla 124. Promedio de remoción planta muestra a 60 ppm, volumen 2L, respecto al tiempo.

Concentración	Sexta Lectura % de remoción	Gráfica
60 ppm	88.36	 Gráfica 27. Gráfica 27. Concentración 60 ppm, respecto al tiempo, plantas muestra a 2L
	75.47	
	74.53	
	58.81	
	20.75	
	29.25	

En la Gráfica 27, se observan los valores del porcentaje de remoción para la planta muestra a 60 ppm, siendo esta la mayor concentración trabajada, de acuerdo con los cálculos realizados, el punto más alto registrado fue de un 88.36%, el cual fue registrado en 11 días de contacto entre la planta y el colorante.

De acuerdo con los resultados obtenidos en el laboratorio se logró una eficiencia de remoción del color azul de metileno en el agua tanto para un volumen de 500 ml, como para 2L de agua. En términos generales, para las plantas muestras a 500 ml, entre mayor fue la concentración de las plantas mayor se pudo observar la remoción del colorante en un menor periodo de tiempo, así como los cambios físicos sufridos por cada una de las plantas.

En las plantas sometidas a dos litros de agua con colorante azul de metileno entre mayor fue la concentración el porcentaje de remoción del colorante fue menor que en las plantas con menor concentración, asimismo de que los cambios más

significativos se pudieron observar en las plantas muestras de 40, 50 y 60 ppm, a pesar de que las plantas a dos litros de agua estuvieron en mayor tiempo de contacto, la remoción en las últimas tres plantas iba mostrando una disminución de remoción, a comparación de los primeros días de contacto.

Conclusiones

Una vez terminado este proyecto de investigación, se determinó que se cumplió al cien por ciento del objetivo general de determinar el porcentaje de remoción azul de metileno que tienen las cunas de moisés en dos periodos estacionales en un lapso promedio de 49 días de contacto.

Los periodos estacionales corresponden al periodo de otoño-invierno e invierno primavera: en el primer periodo se preparó una solución de colorante en volumen de 500 ml, se colocó en contacto y se obtuvieron un total de 30 muestras de agua en diferentes tiempos de contacto, las cuales se analizaron en un espectrofotómetro de UV-Vis en una longitud de onda de 665nm. Para las plantas a un volumen de 500 ml se les dejó en un periodo de tiempo experimental de 49 días de contacto y se analizó el porcentaje de remoción del colorante azul de metileno que fue de un intervalo de un 73 a un 93% de remoción, de acuerdo a los cinco muestreos realizados a estas plantas se determinó que para este volumen a las diferentes concentraciones, el periodo de remoción más alto registrado corresponde al tercer muestreo realizado correspondiente al realizado un 25 de Diciembre del 2023 en el que las plantas estuvieron en contacto directo con el colorante por 20 días, esto debido a que a comparación de las otras lecturas realizadas en este muestreo todas las plantas mostraban una absorbancia, biodegradación y porcentaje de remoción aceptables. Durante el periodo de experimentación a este volumen las plantas sufrieron cambios importantes, principalmente en las plantas con concentraciones de 40, 50 y 60 ppm, entre los cambios más significativos se encuentran hojas marchitas, pérdida de firmeza en hojas y flores, en las plantas que poseían alguna flor se mostraba una disminución de tamaño, cambio de color así como la muerte de las mismas, en las plantas muestras a concentraciones de 10, 20 y 30 ppm se mostraban cambios en la coloración de las hojas, ya que en algunos casos las hojas no se marchitaron por completo, pero si mostraban coloración amarilla, una vez terminado las pruebas experimentales en todas las plantas se mostraba una

disminución de tamaño relacionado con la pérdida de hojas y flores (según era el caso), ya que las hojas que más sufrieron cambios eran aquellas que estaban más cercanas a la raíz, debido a que durante la obtención de toma de muestras, las necesidades de las plantas y las condiciones climáticas el volumen de agua disminuyó provocando que estas hojas tuvieran contacto con el agua con el colorante, en cuanto a las flores la marchitación de estas puede estar relacionada con el periodo de vida de las plantas, debido a que estas al ser compradas en invernaderos no se tuvo un control específico sobre el brote de las mismas así como de su floración, las raíces al ser el principal indicador de la presencia del colorante azul de metileno en la última medición realizada a estas plantas correspondientes a la fecha del 10 de Enero del 2024 arrojó como resultado que las plantas sometidas a las concentraciones de 10, 20 y 30 ppm mostraron que las raíces no presentaban una pigmentación significativa, ya que estas aún conservaban el color característico de las raíces sanas características de estas plantas ya que también se pudo llevar a cabo la última medición y conteo de las raíces de estas plantas, las plantas muestras expuestas a las concentraciones de 40, 50 y 60 ppm ya mostraban una pigmentación significativa ya que la última inspección visual realizada a estas plantas arrojó como resultado que estas raíces ya no pudieron ser contadas ni medidas debido a que estas plantas mostraron un color azul intenso en todas las raíces, otro de los hallazgos encontrados es que a comparación de tamaño, grosor y aspecto visual de las raíces de estas plantas cambiaron significativamente debido a que las raíces se volvieron más delgadas a comparación de la primera medición realizada el 13 de Noviembre del 2023 lo cual dificultó que ya no se tuviera un registro de estas raíces, por otro lado en la manipulación final estas mostraban desprendimiento de las mismas al más mínimo contacto/manipulación, en estas plantas muestras correspondientes al primer periodo no se observó presencia del colorante en los tallos de las plantas.

El segundo periodo estacional fue llevado a cabo en el periodo de invierno/primavera en un volumen de 2L de agua, después de introducir el colorante a las plantas

muestra se obtuvieron un total de 48 muestras de agua con el colorante, las cuales también fueron leídas en un espectrofotómetro. Para esta segunda fase experimental se dejaron por un periodo de tiempo de 52 días de contacto directo entre la planta y el colorante azul de metileno, estas plantas registraron un porcentaje de remoción del colorante en un intervalo de un 60 a un 80% de remoción, de acuerdo a las ocho toma de muestras realizadas se determinó que la toma de muestras más apta realizada a estas plantas a este volumen corresponden a la toma de muestra tres la cual corresponde a la realizada un 15 de Abril del 2024 en el cual las plantas estuvieron en contacto directo con el colorante por un periodo de 24 días a tan solo cuatro días más que las plantas del primer periodo, para las plantas a este volumen durante el desarrollo experimental en las plantas cuya concentración fue de 40, 50 y 60 ppm, mostraron cambios significativos mayores a los presentados en las plantas muestra a un volumen de 500 ml, en estas plantas se observaron hojas marchitas, flores marchitas, disminución en el crecimiento final de las plantas, debido a que las hojas y flores de estas plantas muestras las que sufrieron mayor daño fueron aquellas de gran tamaño debido a que a comparación de las plantas del primer periodo estas comenzaron a mostrar cambios desde el tallo de las hojas y flores comenzando con una pigmentación amarilla y posteriormente una pigmentación café, uno de los cambios también significativos que no se observaron en las plantas muestras antes mencionados, es que en estas plantas se observaba una pigmentación significativa en las raíces en las plantas muestras a concentraciones de 50 y 60 ppm, esto debido a las altas concentraciones de colorante a la que las plantas fueron sometidas, a comparación de la primera inspección visual realizadas a estas plantas correspondientes a la fecha del 27 de Marzo del 2024, estas plantas no mostraban pigmentación alguna ya que conservaban su color característico, mientras que para la última inspección visual realizada correspondiente a la fecha del 13 de Mayo del 2024 estas plantas mostraban una acumulación significativa del colorante en las raíces y que a comparación de las plantas del primer periodo pese a la pigmentación de estas aún

fue posible llevar a cabo el registro correspondiente de estas plantas, por otro lado pese a la pigmentación registrada para la planta a 40 ppm fue posible observar la floración de su flor por completo un 1 de Mayo del año 2024 a 40 días de contacto entre la planta y el colorante, esto debido a que durante el inicio de la experimentación se mostraba un posible brote el cual no se observaba si correspondía a una hoja o flor hasta la segunda inspección realizada un 8 de Abril del 2024 en el cual se determinó que el brote correspondía a una flor la cual floreció en la fecha antes mencionada, para las plantas expuestas a 10,20 y 30 ppm también se observaron cambios en sus hojas, pero en estas el cambio comenzó directamente en las hojas y no en los tallos, el cambio más significativo de estas plantas corresponden en cuanto a la presencia y florecimiento de los brotes de las flores ya que en el caso de la planta muestra a 10 ppm ya venía con un brote de flor que ya se observaba en etapa de florecimiento, pero este cambio se pudo observar por completo un 23 de Abril del 2024, correspondiente a 32 días de contacto entre el colorante y la planta muestra, para la planta a 20 ppm al inicio de la prueba experimental mostraba un brote de flor completamente cerrado la cual terminó por florecer un 10 de Abril del 2024 correspondiente a 19 días de contacto, para la planta a 30 ppm el florecimiento por completo de su flor se presentó un 1 de Mayo del 2024 correspondiente a 40 días de contacto.

En ambos casos hubo plantas en las que se lograba apreciar una ligera presencia del colorante en lo que eran los tallos de las plantas, aunque no se presentó en todas las plantas, aquellas que si se apreciaba esta pigmentación era un color azul tenue, que como se mencionó con anterioridad este cambio surgió principalmente en las plantas de 2L de agua debido a las concentraciones a las que se presentaron, en ambos periodos experimentales se pudo observar perdida de hojas y flores, en términos generales se puede determinar que estas son las más afectadas debido a que las plantas absorben el agua con color lo cual hace que se presenten estos cambios, otra de la diferencia entre ambos periodos de pruebas se determinó de que las plantas del primer periodo a una concentración de 50 y 60 ppm las raíces si

sufrieron cambios significativos, mientras que las plantas del segundo periodo a concentraciones de 50 y 60 a pesar de la acumulación de color fue posible realizar las inspecciones visuales correspondientes esto debido a que después de una comparación de muestras se determinó que las plantas del segundo periodo presentaban una mayor cantidad de raíces en mayor tamaño y dimensión a comparación de las plantas del primer periodo. Para las plantas muestras que presentaron flores/brotes se determinó que estas son capaces de terminar el periodo de crecimiento y florecimiento aún en contacto con el colorante esto se determinó debido a que como se mencionó con anterioridad en las plantas del primer periodo no fue posible llevar a cabo este análisis debido a que las plantas ya venían con las flores en su etapa total de florecimiento, este análisis fue posible de llevar a cabo debido a que las plantas del segundo periodo mostraron brotes de flores que aún en presencia del colorante estas fueron capaces de llevar a cabo el florecimiento completo de estos brotes y que aún al término de la etapa experimental de este periodo las flores lograron conservarse por completo.

Otro de los aspectos más importantes obtenidos después de las pruebas experimentales es que se llevó a cabo la descontaminación de las plantas las cuales se lograron mediante un lavado de raíces nuevamente en el cual las plantas del primer periodo no arrojaron colorante durante el lavado, por otro lado las plantas del segundo periodo expuestas a las concentraciones del 50 y 60 ppm durante el lavado de raíces arrojaron colorante debido a la acumulación del colorante presente en las raíces. Hasta la fecha en la que se escribieron estas conclusiones (24 de Octubre 2024), las 12 plantas muestras utilizadas para la elaboración de la parte experimental de esta investigación presentan aspecto sano así como nuevos brotes de hojas y flores, lo cual determina que efectivamente la planta *Spathiphyllum wallisii*, también conocida como cuna de Moisés es un ejemplar adecuado para llevar a cabo nuevas investigaciones sobre su utilización para nuevos métodos de tratamiento de aguas residuales debido a que al ser plantas perennes y ornamentales su nivel de adaptación al medio lo hacen una planta apta para nuevos

estudios, brindando una nueva alternativa a un nuevo biotratamiento de aguas residuales con color.

Recomendaciones

Una vez analizados los resultados obtenidos durante las pruebas experimentales realizadas en un total de 12 plantas muestras de ejemplares de *Spathiphyllum wallisii* y un periodo de experimentación total de 101 días en total, las recomendaciones sugeridas son las siguientes:

1. Para las plantas muestras a 500 ml, probar con una mayor concentración siguiendo el intervalo de tiempo para la toma de muestras de agua.
2. Para las plantas a 2L de agua toma de muestras en un periodo de tiempo menor, ya sea en días o en periodo de horas para obtener mayores porcentajes de remoción.
3. Implementar un sistema de recirculación de agua para las plantas, para que el colorante este en constante movimiento, simulando una corriente agua y corroborar la eficacia del método.

En cuanto a recomendaciones para futuras investigaciones, las recomendaciones son las siguientes:

1. Realizar estudios biológicos a las plantas para determinar si hay daño o colorante presente dentro del tallo de las plantas que pueda afectar a su crecimiento.
2. Estudio específico en cuanto a las raíces para las plantas muestras a dos litros de agua para determinar el daño que la acumulación del colorante puede provocar a las raíces, que no es visible a simple vista.
3. Determinar si durante el proceso de la fitorremediación, en el que las plantas a dos litros de agua absorben y sueltan nuevamente el colorante hay daño en las raíces así como si existe la posibilidad de presencia de clorofila cuando las plantas ya no son capaces de remover el colorante.

Referencias

1. Ahuatzin Flores, O. E. (2019). Toxicidad del agua contaminada por colorantes textiles y pentaclorofenol al ser tratados con enterobacterias. Tesis de Maestría en Maestro en Ciencias Ambientales, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México.
2. Amaya Vesga, Á. A., Carvajal Grimaldos, A. C., Gómez Tarazona, R. A. y Mendoza Castellanos, Y. R. (2023, abril-junio). Demostración práctica de la importancia de la longitud de onda en la espectroscopía Ultravioleta Visible. Educación Química, 34(2), 40-49.
<http://dx.doi.org/10.22201/fq.18708404e.2023.2.83275>
3. CANAINTEX. (2021). Las exportaciones mexicanas de productos textiles y confeccionados crecen al 32 %. Cámara Nacional de la Industria Textil. Disponible en: <https://canaintex.org.mx/las-exportaciones-mexicanas-deproductos-textiles-y-confeccionados-crecen-al-32/> . Accesado: 9 de enero de 2024.
4. Carrillo-Pacheco, Y y Herrera-Gutiérrez, J. (2019). Remoción de azul de metileno de cuerpos de agua utilizando nanopartículas magnéticas Fe₃O₄ y carbón activado. Disponible en: <https://hdl.handle.net/10983/24229>
5. CONABIO. 2020. Ornamental. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Disponible en: <https://www.biodiversidad.gob.mx/diversidad/ornamental> , Accesado: 5 de Diciembre 2023.
6. Delgado, S. (2022). Una industria muy dañina, señala la ONU: Los residuos textiles, altos contaminantes. Gaceta UNAM. Disponible en: <https://www.gaceta.unam.mx/los-residuos-textiles-altos-contaminantes/>
Accesado: 28 de Diciembre de 2023.
7. Duque-Sarango, P., Heras-Naranjo, C., Lojano-Criollo, D., & Vilorio, T. (2018). Modelamiento del tratamiento biológico de aguas residuales;

- estudio en planta piloto de contactores biológicos rotatorios. Revista Ciencia Unemi, 11(28), 88-96.
8. El costo ambiental de estar a la moda. (2019). [Cyril Villemain]. En Noticias ONU Mirada global Historias humanas. Disponible: <https://news.un.org/es/story/2019/04/1454161> Accesado: 23 de octubre de 2023.
 9. Escalante, C. A. (2023). Impacto social y ambiental de la moda rápida. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/10654/44743>.
 10. Florencia, A. (2022). "LA INDUSTRIA TEXTIL Y PETROLERA, ALTERNATIVAS A UNA RELACIÓN TÓXICA. Universidad del Este.
 11. Flores, C., Huari, O. y Perez, J. (2022). Remoción del azul de metileno de agua residual industrial textil mediante oxidación a nivel de laboratorio - Huancayo, 2021. Tesis para optar el título profesional de Ingeniero Ambiental, Escuela Académico Profesional de Ingeniería Ambiental, Universidad Continental, Huancayo, Perú
 12. Fluence. (2019). *Uso y tratamiento del agua en la industria textil*. Disponible en: <https://www.fluencecorp.com/es/uso-de-agua-en-industria-textil/#:~:text=La%20industria%20textil%20tiene%20un,%2C%20decoloraci%C3%B3n%20impresi%C3%B3n%20y%20acabado>. Accesado: 18 de Octubre de 2023
 13. Fondo para la comunicación y la educación ambiental. Contaminación del agua. Disponible en: <https://agua.org.mx/contaminacion-del-agua/> Accesado: 20 Octubre 2023
 14. Fuentes Piña, L. M. (2022). La contaminación de la industria de la moda en el AMG Consumo y contaminación (Licenciatura en Diseño de Indumentaria y Moda). INSTITUTO TECNOLÓGICO Y DE ESTUDIOS SUPERIORES DE OCCIDENTE.
 15. Fuentes Piña, L. M. (2022). Re-nacimiento. Tesis de Pre-Grado, Universidad Andrés Bello, Chile.

16. Florencia, A. (2023). La industria textil y petrolera, alternativas a una relación tóxica. Repositorio Institucional de la Universidad del Este.
<http://dspace.biblio.ude.edu.ar:8080/xmlui/handle/123456789/243>
17. Humedales, plantas y comunidades las hidrófitas y su aprovechamiento en Playa Ventura, Guerrero. (2023). Inventio, la génesis de la cultura universitaria en Morelos, 19(47), ISSN-e 2448-9026.
<https://doi.org/10.30973/inventio/2023.19.47/3>
18. Gómez-Arias, W. A., & Moctezuma, A. (2020). Los millonarios del agua: Una aproximación al acaparamiento del agua en México. Argumentos. Estudios críticos De La Sociedad, 2(93), 17–38.
<https://doi.org/10.24275/uamxoc-dcsh/argumentos/202093-01>,
19. IANAS SCIENCES. (2020). Calidad del Agua en las Américas: Riesgos y Oportunidades. Disponible en: <https://ianas.org/wp-content/uploads/2020/09/03-Water-quality-ESPA%C3%91OL.pdf> Accesado: 12 Octubre 2023.
20. INEGI. (2022). Usos del agua. Cuéntame de México. Disponible en: <https://cuentame.inegi.org.mx/territorio/agua/usos.aspx?tema=T> Accesado: 8 de Octubre de 2023
21. Jiménez, M. (2022). El fast fashion la segunda industria más contaminante. Las empresas verdes. Disponible en: <https://lasempresasverdes.com/elfast-fashion-la-segunda-industria-mas-contaminante/> .Accesado: 15 de Diciembre de 2023
22. Lifeder. (2019). Azul de metileno: características, preparación, usos. Recuperado de: <https://www.lifeder.com/azul-de-metileno/> . Accesado: 10 Noviembre 2023.
23. Mendoza, L. (2021). Destacan ventajas de métodos biológicos para tratar aguas contaminadas con metales. Dirección de Planeación y Evaluación

- Rectoría, Universidad de Sonora. Disponible en:
<https://planeacion.unison.mx/noticias/nota.php?id=3237> . Accesado: 23 de noviembre de 2023.
24. Moreno Sánchez,,Ana Rosa. (2022). Salud y medio ambiente. Revista de la Facultad de Medicina (México), 65(3), 8-18. Epub 01 de agosto de 2022.
 25. Núñez Moreno, M. S., Moreno Albuja, M. del C., Moscoso Moreno, N. K., & Velasteguí López, E. (2023). Toxicidad de aguas residuales textiles en Ambato: evaluación del conocimiento de decisores. Universidad Y Sociedad, 15(2), 306-315. Recuperado a partir de
<https://rus.ucf.edu.cu/index.php/rus/article/view/3631>
 26. ONG Manos Unidas. (2020). Industria Textil: El impacto de estar siempre a la última moda [TRABAJO DE GRADO PARA OPTAR AL TÍTULO DE INGENIERO CIVIL]. Enlázate por la justicia. Recuperado 26 de noviembre de 2023, de
https://www.manosunidas.org/sites/default/files/ropa_documento_analisis.pdf
 27. PHLOX (2023). La industria textil y su importancia en la economía de México. Disponible en: <https://www.phlox.com.mx/la-industria-textil-y-suimportancia-en-la-economia-de-mexico/> ,Accedido:9 de enero de 2024.
 28. Flores, J. E. P., & Bouchot, M. E. (2021). Una mirada a la calidad del agua. Perspectivas IMTA, 2(03). <https://doi.org/10.24850/b-imta-perspectivas2021-03>
 29. Química Industrial Chile. (2020). Azul de metileno. Productos Químicos Industriales. Recuperado 15 de noviembre de 2023, de
<https://quimicaindustrialchile.cl/>
 30. Novelo Retana A, Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad C (2020). Computarización de la Colección de plantas acuáticas mexicanas del Herbario Nacional (MEXU), 3a Etapa. Versión 1.7. Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad.

Disponible en: <https://doi.org/10.15468/ebnhtg>, GBIF.org Accesado: 25 de Octubre 2023.

31. Rodriguez Ceballos, F. (2019). Zara, C&A y otras marcas fast fashion en la mira de Profeco. FashionNetwork., Disponible en:

<https://mx.fashionnetwork.com/news/Zara-c-a-y-otras-marcas-fast-fashion-en-la-mira-de-profeco,1167503.html#:~:text=De%20acuerdo%20con%20Forbes%20M%C3%A9xico,marcas%20detectadas%20por%20este%20organismo>

Accesado: 9 de enero de 2024.

32. SEMARNAT (2021). Importancia del agua y las problemáticas socioambientales. Educación Ambiental. Disponible en:

<https://www.gob.mx/semarnat/educacionambiental/es/articulos/importanciadel-agua-y-las-problematicas-socioambientales?idiom=es#:~:text=El%20agua%20es%20un%20bien,esencial%20para%20toda%20la%20biosfera> Accesado: 25 Octubre 2023.

33. Sofía Alarcón Romero, A. (2022). Programa de Construcción de Opinión Pública e Incidencia en los Medios [PROYECTO DE APLICACIÓN PROFESIONAL (PAP)]. Universidad Jesusita de Guadalajara.

<https://rei.iteso.mx/bitstream/handle/11117/9988/R-PAP%20Industria%20de%20la%20moda.pdf?sequence=1>

34. Telwesa. (2021). Tipos de tratamientos biológicos para aguas residuales. Telwesa. Disponible en: <https://telwesa.com/tipos-de-tratamientosbiologicos-para-aguas-residuales/> Accesado: 30 de noviembre de 2023

35. (Zaruma Arías , Proal Najera , Chaires Hernandez , & Salas Ayala , 2018). Los Colorantes Textiles Industriales y Tratamientos Óptimos de sus Efluentes de Agua Residual: Una Breve Revisión. (2018). Revista de la Facultad de Ciencias Químicas, 19, ISSN: 1390-1869.

<https://publicaciones.ucuenca.edu.ec/ojs/index.php/quimica/article/view/221>

6

Anexos

Anexo 1: A continuación se presenta la Tabla 125, la cual corresponde a la NOM001-SEMARNAT-2021, en la cual se mencionan los límites máximos permisibles en las descargas de aguas residuales en cuerpos receptores propiedad de la nación.

Tabla 125. Límites máximos permisibles.

Parámetros (*) (miligramos por litro, excepto cuando se especifique)	Ríos, arroyos, canales, drenajes			Embalses, lagos y lagunas			Zonas marinas mexicanas			Suelo								
										Riego de áreas verdes			Infiltración y otros riegos			Cárnicos		
	P.M.	P.D.	V.L.	P.M.	P.D.	V.L.	P.M.	P.D.	V.L.	P.M.	P.D.	V.L.	P.M.	P.D.	V.L.	P.M.	P.D.	V.L.
Temperatura (°C)	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35	35
Gases y Aoxidos	15	18	21	15	18	21	15	18	21	15	18	21	15	18	21	15	18	21
Sólidos Suspendedos Totales	80	72	84	20	24	28	20	24	28	30	36	42	100	120	140	20	24	28
Demanda Química de Oxígeno	150	180	210	100	120	140	85	100	120	60	72	84	150	180	210	60	72	84
Carbono Orgánico Total*	38	45	53	25	30	35	21	25	30	15	18	21	38	45	53	15	18	21
Nitrógeno Total	25	30	35	15	25	30	25	30	35	NA	NA	NA	NA	NA	NA	15	25	30
Fósforo Total	15	18	21	5	10	15	15	18	21	NA	NA	NA	NA	NA	NA	5	10	15
Puentes de Mezclas (huevecillos)	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	1								
Saccharose col. (NM/100 ml)	250	500	800	250	500	800	250	500	800	250	500	800	250	500	800	50	100	200
Enterococos fecales* (NM/100 ml)	250	400	500	250	400	500	250	400	500	250	400	500	250	400	500	50	100	200
pH (LpH)	6-9																	
Color verdadero	Longitud de onda									Coeficiente de absorción espectral máximo								
	438 nm									7.0 m ⁻¹								
	525 nm									5.0 m ⁻¹								
	620 nm									3.0 m ⁻¹								
Toxicidad aguda (L/T)	2 a las 15 minutos de exposición																	
NA: No Aplica P.M.: Promedio Mensual P.D.: Promedio Diario V.L.: Valor Instantáneo NM*: Número más probable LpH: Unidades de pH L/T: Unidades de toxicidad * Si Cloruros sea menor a 1000 mg/L se analiza y reporta ClO₂. * Si Cloruros sea mayor o igual a 1000 mg/L se analiza y reporta ClO₂. * Si la conductividad eléctrica menor a 3500 µS/cm se analiza y reporta col. col. * Si la conductividad eléctrica sea mayor o igual a 3500 µS/cm se analiza y reporta Enterococos fecales. Las determinaciones de Conductividad eléctrica y de Cloruros no requieren la acreditación y aprobación de la entidad correspondiente.																		

